

UNIVERSIDAD NACIONAL AGRARIA



FACULTAD DE CIENCIA ANIMAL

Trabajo de Graduación

Manual de manejo y sanidad del Tapir centroamericano (*Tapirus bairdii*) en el Centro de Reproducción Zoo Nicaragua

Autora: Alejandra Massiel Aranda Alvarenga

Asesores: Dr. Omar Navarro Reyes
Dr. Eduardo José Sacasa Urcuyo

Managua, Nicaragua
Abril, 2019

Este trabajo fue evaluado y aceptado por el honorable tribunal examinador designado por la Decanatura de la Facultad de Ciencia Animal, como requisito previo parcial para optar al título profesional de:

Médico Veterinario
En el grado de Licenciatura

Miembros del tribunal examinador:

Dra. Varinia Paredes Vanegas Msc.

Presidente

Ing. Marcos Jiménez Campos

Secretario

Dr. José Antonio Vivas Garay Msc.

Vocal

PRÓLOGO

La expansión de las fronteras agrícolas, así como la invasión de los bosques, la caza indiscriminada de las diferentes especies que habitan el neotrópico, son factores que influyen en la dinámica poblacional, así como en la migración de la fauna silvestre hacia zonas más remotas en donde se haga muy difícil realizar estudios sobre el estado actual de las poblaciones en vida silvestre; esta migración también incluye un contacto más cercano de los animales silvestres con el humano, dando como resultado la caza indiscriminada por un fallo en la concepción de invasión de territorios. El tapir centroamericano (*Tapirus bairdii*) no ha salido exento del actuar del hombre sobre su hábitat natural, llevándolo a un estado de peligro de extinción que cada vez se acentúa más por la falta de conciencia y empatía con la naturaleza. En respuesta a la crítica situación de esta especie, se han realizado estudios en campo y en cautiverio para generar conocimientos que ayuden a preservar la especie y despertar el interés para comprender mejor la naturaleza del tapir.

El documento “Manual de manejo y sanidad del Tapir centroamericano (*Tapirus bairdii*) en el Centro de Reproducción Zoo Nicaragua”, posee las pautas para lograr una exitosa crianza de esta especie en peligro de extinción en condiciones controladas, contribuyendo así a la conservación de la especie, así mismo, se contribuye a la comunidad científica en general con los conocimientos y experiencias detalladas en este escrito que permiten comprender mejor el comportamiento, hábitos y diferentes afectaciones que pueden tener los tapires en cautiverio, brindando así, las medidas para abordar las diferentes situaciones que se puedan presentar con el manejo de rutina de la especie en estudio.

El manual posee un orden lógico relacionado a los conocimientos generales que se tienen sobre el Tapir Centroamericano, así como conocimientos adquiridos durante 22 años de reproducción de esta especie en cautiverio, las imágenes, cuadros y gráficos con datos estadísticos sobre el monitoreo de las crías de tapir para evaluar su desarrollo, son producto de un trabajo realizado con esfuerzo, paciencia y dedicación de la autora del documento en conjunto con el apoyo incondicional del pionero en reproducción de Tapir Centroamericano, el Doctor Eduardo José Sacasa Urcuyo y el personal de trabajo de Zoo Nicaragua quienes colaboraron en las diferentes actividades involucradas a la realización de este manual.

Considero que el esfuerzo realizado por la autora Alejandra Aranda en la materialización de todas las experiencias vividas con el manejo de los tapires será de mucha utilidad para la realización de estudios posteriores con esta especie, promoviendo así la investigación e innovación de conocimientos que se pueden obtener a partir de los datos brindados en este escrito.

Dr. Omar Navarro Reyes
Docente Facultad de Ciencia Animal
Universidad Nacional Agraria

ÍNDICE DE CONTENIDO

DEDICATORIA	i
AGRADECIMIENTOS	ii
INDICE DE FIGURAS	iii
INDICE DE CUADROS	vii
RESUMEN	viii
ABSTRACT	ix
INTRODUCCIÓN	1
OBJETIVOS	2
CAPÍTULO I	3
Biología del Danto o Tapir Centroamericano (<i>Tapirus bairdii</i>).	3
1.1. Generalidades	3
1.2. Origen del Tapir	5
1.3. Hábitat	6
1.4. Distribución	6
1.5. Hábitos y comportamiento	8
1.6. Taxonomía	9
1.7. Características anatómicas	9
1.8. Amenazas	12
1.9. Estatus de conservación	12
1.10. Reproducción	13
CAPÍTULO II	14
Estudio de conservación	14
CAPÍTULO III	24
Manejo del Tapir Centroamericano en cautiverio	24
3.1. Áreas del recinto	24
3.1.3. Cuerpo de agua o estanque	27
3.1.5. Refugio	30
CAPÍTULO IV	31
Manejo clínico	31
4.1. Exploración clínica	31
4.2. Técnicas de medicación	31

4.3. Herramientas de trabajo	34
4.3.1. Cerbatana	34
4.3.2. Rifle	34
4.3.3. Dardo	34
4.3.4. Escudo.....	36
CAPÍTULO V	37
Alimentación	37
5.1. Digestión y absorción de los carbohidratos	38
5.2. Fibra	39
5.3. Proteínas	39
5.4. Lípidos.....	41
5.5. Minerales	42
5.6. Plan alimentario para el Tapir en cautiverio	42
CAPÍTULO VI.....	56
Manejo reproductivo del Tapir	56
6.1. Selección del padrote y reproductora	57
6.2. Determinación del celo	58
6.3. Monta	59
6.4. Gestación.....	60
6.4.1. Diagnóstico	60
6.4.2. Periodo de gestación y cuidados a tomar en cuenta	61
6.5. Determinación de la fecha probable de parto	61
6.6. Preparación del refugio	62
6.7. Parto y amamantamiento.....	62
6.8. Crianza artificial	73
6.9. Monitoreo de la cría.....	74
6.9.1. Peso	76
6.9.2. Medidas corporales	77
6.10. Cambios anatómicos y morfológicos en las distintas etapas fisiológicas ..	82
CAPÍTULO VII	85
Manejo sanitario	85
7.1.1. Desparasitaciones	85

7.1.2. Vacunaciones	85
7.1.3. Vitaminaciones	85
7.2. Enfermedades y padecimientos	85
7.2.1. Enfermedades parasitarias	85
7.2.2. Enfermedades dermatológicas	89
7.2.3. Otras enfermedades y trastornos	91
Referencias.....	94
ANEXOS	97

DEDICATORIA

Este documento está dedicado a los médicos veterinarios y estudiantes de Medicina Veterinaria que de una u otra forma durante el desempeño y formación profesional despiertan su interés en trabajar con especies silvestres; a todos ustedes, que desean conocer cómo se trabaja con uno de los animales más emblemáticos de los bosques neotropicales en centros de reproducción.

A mis padres, Corina Alvarenga y Reynaldo Aranda por su apoyo incondicional en mis estudios.

A mis docentes, por inculcarme los valores, la ética y la motivación de realizar investigaciones novedosas con aporte científico.

Profesionales y estudiantes con carreras afines a la Medicina Veterinaria.

A todas las personas que siempre me estuvieron motivando para la culminación de este trabajo.

Por último y no menos importante, al Zoo Nicaragua, en especial, al Doctor Eduardo Sacasa, ya que, sin su motivación y perseverancia, este documento no hubiera podido ser materializado.

AGRADECIMIENTOS

A Dios y a la Virgen, por haberme permitido llegar hasta donde estoy, por darme las oportunidades que he tenido en la realización de este documento, por su infinita misericordia en los tiempos difíciles y por bendecir mi trabajo.

A mis padres, por su infinito apoyo.

Al doctor Omar Navarro, por su apoyo, paciencia y tiempo dedicado en la revisión, edición y materialización de este documento.

A todas mis amistades que estuvieron pendientes del proceso de realización de este documento, por su motivación y palabras de ánimo, por sus consejos y por creer en mí.

Al Zoo Nicaragua, por haberme dado la oportunidad de laborar ahí y conocer más el hermoso mundo de la fauna silvestre, por enamorarme con sus animales y por enseñarme las cosas que en la universidad no se aprenden.

A los trabajadores del Zoo Nicaragua, por su cooperación en la toma de fotografías y datos relacionados al manejo de los tapires y por ayudarme domingo a domingo en la toma de peso y medidas corporales de Waiku.

A todos los tapires con los que trabajé, por posar para las fotos, por su buen comportamiento al momento del manejo, en especial a Waiku por haberme brindado todos los datos obtenidos durante el monitoreo semanal.

Agradezco especial e infinitamente al Doctor Eduardo José Sacasa Urcuyo, por brindarme la confianza, compartir sus experiencias trabajando con tapires, enseñarme e inculcarme el amor y la paciencia de trabajar con el monitoreo de los tapires en cautiverio, no existen gestos ni palabras que llenen la gratitud y el honor que ha sido para mí estar a la par del máximo exponente en reproducción del Tapir centroamericano (*T. bairdii*).

INDICE DE FIGURAS

Figura 1. Tapir Malayo (<i>Tapirus indicus</i>)	3
Figura 2. Tapir de tierras bajas (<i>Tapirus terrestris</i>)	4
Figura 3. Tapir centroamericano (<i>Tapirus bairdii</i>)	4
Figura 4. Tapir de montaña (<i>Tapirus pinchaque</i>).....	5
Figura 5. Distribución del <i>Tapirus bairdii</i> en Nicaragua hace 100 años.	7
Figura 6. Distribución actual del Tapir centroamericano (<i>T. bairdii</i>) en Nicaragua.....	8
Figura 7. Reflejo de "Flehmen"	10
Figura 8. Dedos de los tapires.	11
Figura 9. Ojos del tapir.....	12
Figura 10. Mapa de estudio, Proyecto Tapir.	15
Figura 11. Áreas de estudio piloto, Proyecto Tapir Nicaragua.	15
Figura 12. Equipo de trabajo, Proyecto Tapir Nicaragua.	16
Figura 13. Huella de tapir adulto.....	16
Figura 14. Heces de tapir.....	17
Figura 15. Corteza de árbol.	17
Figura 16. Colocación de cámaras trampa.	18
Figura 17. Hallazgos con las cámaras trampa.	18
Figura 18. Vista previa del área donde se va a construir el foso.	19
Figura 19. Construcción del foso.....	19
Figura 20. Colocación de láminas plásticas.	20
Figura 21. Foso construido y recreación del área.....	20
Figura 22. Tapir en el foso.	21
Figura 23. Preparación del dardo.....	21
Figura 24. Tapir con dardos anestésicos.....	21
Figura 25. Colocación de collar.....	21
Figura 26. Colocación de collar y monitoreo de constantes fisiológicas.	22
Figura 27. Tapir despertando de la anestesia.....	22
Figura 28. Tapir saliendo del foso.....	22
Figura 29. Telemetría.	23
Figura 30. Ubicación de tapir por medio de telemetría.	23
Figura 31. Perímetro total del recinto.....	25
Figura 32. Recinto del tapir.	26
Figura 33. Área verde del recinto.	26
Figura 34. Cuerpo de agua o estanque.....	27
Figura 35. Estanque con dos ejemplares de <i>Tapirus bairdii</i> recreándose.	28
Figura 36. Tapir bañándose.	28
Figura 37. Modelo de comedero y bebedero.....	29
Figura 38. Comedero de concreto.	29
Figura 39. Comedero de madera.	29
Figura 40. Refugio.....	30
Figura 41. Sitios anatómicos para aplicación de medicamentos por la vía intramuscular. 32	

Figura 42. Aplicación de medicamento por vía intravenosa, vena safena.	32
Figura 43. Aplicación de medicamento por vía intravenosa, vena radial.	32
Figura 44. Toma de muestra de sangre.....	33
Figura 45. Administración de medicamento por la vía oral en un tapir adulto.	33
Figura 46. Herramientas para administrar medicamentos.....	35
Figura 47. Dardo para inyectar medicamentos.....	35
Figura 48. Escudo, vista posterior.	36
Figura 49. Escudo, vista anterior.....	36
Figura 50. Digestión y absorción de los carbohidratos	39
Figura 51. Digestión y absorción de las proteínas.....	40
Figura 52. Digestión y absorción de los lípidos.	41
Figura 53. Forma de preparación de la papaya, <i>Carica papaya</i>	43
Figura 54. Forma de preparación de la sandía, <i>Citrullus lanatus</i>	43
Figura 55. Forma de preparación del banano, <i>Musa paradisiaca</i>	44
Figura 56. Forma de preparación de la zanahoria, <i>Daucus carota</i>	44
Figura 57. Forma de preparación del pepino, <i>Cucumis sativus</i>	44
Figura 58. Ración de concentrado.	44
Figura 59. Ejemplar de tapir (<i>T. bairdii</i>) ingiriendo sus alimentos.....	45
Figura 60. Tapires ingiriendo su ración de hojas dentro del refugio.....	45
Figura 61. (a). Arbusto de Cordoncillo (<i>Piper tuberculatum</i>), (b). Hojas de Cordoncillo.....	46
Figura 62. Árbol de Chilamate (<i>Ficus spp.</i>).....	47
Figura 63. Hojas y flor de árbol de Capulín (<i>Muntingia calabura</i>).	48
Figura 64. Arbusto de Guarumo (<i>Cecropia peltata L.</i>).....	49
Figura 65. Plantas de <i>Musa spp.</i>	51
Figura 66. Hojas y frutos de Tigüilote (<i>Cordia dentata</i>).....	52
Figura 67. Hojas de Anesillo hoja ancha (<i>Piper umbellatum</i>)	54
Figura 68. Órganos genitales externos del macho de <i>T. bairdii</i>	56
Figura 69. Órganos genitales externos de la hembra de <i>T. bairdii</i>	57
Figura 70. Ejemplar de padrote de <i>Tapirus bairdii</i>	57
Figura 71. Ejemplar de reproductora de <i>Tapirus bairdii</i>	58
Figura 72. Hembra de <i>T. bairdii</i> en celo.	58
Figura 73. Vulva con secreciones blanquecinas características del celo en la hembra.	58
Figura 74. Tapir macho intentando montar a la hembra.	59
Figura 75. Cópula de una pareja de tapires.	59
Figura 76. Hembra tapir con 12 de gestación.....	60
Figura 77. Feto de <i>T. bairdii</i> de tres meses y medio.	60
Figura 78. Hembra gestada dentro del refugio semanas antes del parto.	61
Figura 79. Preparación del refugio.	62
Figura 80. Hembra gestada con síntomas de parto.....	63
Figura 81. Salida de calostro.	63
Figura 82. (a) Parto en posición decúbito lateral, (b) Ingiriendo la placenta.....	64
Figura 83. Madre secando a su cría.	64
Figura 84. Primer amamantamiento.	64

Figura 85. Ordeño a hembra de <i>T. bairdii</i> con un mes de lactación.....	65
Figura 86. Muestra obtenida durante el ordeño.....	65
Figura 87. Pesaje de la muestra.	66
Figura 88. Agregando catalizador.	66
Figura 89. Agregando ácido sulfúrico.....	66
Figura 90. Muestra en el digestor.	67
Figura 91. Muestra de leche después de una hora en el digestor.	67
Figura 92. Muestra en el destilador.	67
Figura 93. Muestra procesada en el destilador.	67
Figura 94. Agregando ácido sulfúrico al 1%.....	68
Figura 95. Muestra titulada.	68
Figura 96. Midiendo la muestra.	68
Figura 97. Agregando ácido sulfúrico.....	68
Figura 98. Muestra de leche con ácido sulfúrico.....	69
Figura 99. Centrifugado.	69
Figura 100. Resultado de la prueba.	69
Figura 101. Prueba de acidez por el método cuantitativo.	70
Figura 102. Resultado de la prueba de acidez.	70
Figura 103. Resultado de la prueba de reductasa.	70
Figura 104. Determinación de humedad mediante el Método Gravimétrico.	71
Figura 105. Muestra de leche.	71
Figura 106. Muestra de leche en la mufla para determinación de cenizas.	71
Figura 107. Determinación de cenizas.	72
Figura 108. Medición de pH.....	72
Figura 109. Crianza artificial.....	73
Figura 110. Ordeño a tapir para alimentación de cría huérfana.	73
Figura 111. Monitor de las cámaras de vigilancia.....	74
Figura 112. Pesaje sin trampa en cría de tapir.....	76
Figura 113. Pesaje con trampa.	77
Figura 114. Toma de temperatura corporal.	77
Figura 115. Toma de medida del largo de la cola.	78
Figura 116. Toma de medida de la oreja.	78
Figura 117. Toma de medida de la oreja en tapir adulto.	79
Figura 118. Toma de medida de la trompa.	79
Figura 119. Toma de medida de longitud corporal en una cría de un día de nacida.	80
Figura 120. Toma de medida de longitud corporal en tapir adulto.	80
Figura 121. Toma de medida de altura.	81
Figura 122. Manchas en la cría de tapir.	82
Figura 123. Manchas del tapir.	83
Figura 124. Cría de tapir a los cinco meses de edad.	83
Figura 125. Dentición del tapir.....	84
Figura 126. Escoliosis en cría de <i>Tapirus bairdii</i>	92
Figura 127. Callo.	92

Figura 128. Conjuntivitis.....	93
---------------------------------------	----

INDICE DE CUADROS

Cuadro 1. Resumen de la ración alimentaria para un Tapir centroamericano (*T. bairdii*)..43

RESUMEN

La influencia del hombre sobre los diferentes ecosistemas ha venido trayendo en declive las distintas poblaciones de animales que los habitan. El Tapir Centroamericano (*Tapirus bairdii*) es el mamífero terrestre más grande de los bosques neotropicales y su población en estado silvestre disminuye alarmantemente lo cual limita la realización de estudios en su hábitat natural para comprender mejor su biología, obteniendo este tipo de conocimientos únicamente en zoológicos o reservas protegidas donde se tiene un absoluto control y modificación del entorno natural en el que esta especie se desarrolla. Esta crítica situación del tapir en Nicaragua despertó el interés del Doctor Eduardo Sacasa, quien por más de 22 años ha venido investigando esta especie sumamente primitiva logrando reproducir ejemplares en cautiverio, por lo cual se han obtenido datos valiosos respecto a su biología; es por ello, que la realización de este documento es una sistematización de esa larga trayectoria en la que se pretende brindar toda esa información con el fin de generar interés en la comunidad científica y de esta manera unir esfuerzos para la conservación de la especie. La información contenida en este manual incluye aspectos relacionados al manejo, reproducción, alimentación, desarrollo de la cría, así como enfermedades y afectaciones más comunes. La información ha sido recolectada a través de la observación de los tapires en su recinto, así como por medio de la instalación de cámaras de vigilancia tanto dentro como fuera del refugio, dando como resultado la materialización de este escrito. Los datos reflejados en este manual, fotografías, gráficos y cuadros que reflejan información sobre el desarrollo del Tapir Centroamericano (*Tapirus bairdii*) se obtuvieron por medio de estudios en campo que han sido realizados por el Doctor Eduardo Sacasa y la autora de este documento en el Centro de Reproducción del Zoo Nicaragua.

Palabras clave: Perisodáctilo, peligro de extinción, edad reproductiva, padecimientos, sanidad.

ABSTRACT

The influence of man on the different ecosystems has been bringing in decline the different populations of animals that inhabit them. The Central American Tapir (*Tapirus bairdii*) is the largest land mammal in the Neotropical forests and its population in the wild decreases alarmingly, which limits the performance of studies in its natural habitat to better understand its biology, obtaining this type of knowledge only in zoos or protected reserves where there is absolute control and modification of the natural environment in which this species develops. This critical situation of the tapir in Nicaragua aroused the interest of Dr. Eduardo Sacasa, who for more than 22 years has been investigating this extremely primitive species, reproducing copies in captivity, for which valuable data regarding its biology have been obtained; It is for this reason that the realization of this document is a systematization of that long trajectory in which it is intended to provide all this information in order to generate interest in the scientific community and thus join efforts for the conservation of the species. The information contained in this manual includes aspects related to management, reproduction, feeding, development of the breeding, as well as diseases and most common affectations. The information has been collected through the observation of tapirs in their enclosure, as well as through the installation of surveillance cameras both inside and outside the refuge, resulting in the materialization of this writing. The data reflected in this manual, photographs, graphics and tables that reflect information on the development of the Central American Tapir (*Tapirus bairdii*) were obtained through field studies that have been conducted by Dr. Eduardo Sacasa and the author of this document in the Reproduction Center of the Zoo Nicaragua.

Key words: Perisodactyl, danger of extinction, reproductive age, suffering, health.

INTRODUCCIÓN

El tapir centroamericano (*Tapirus bairdi*) es una de las 4 especies de mamíferos del *Tapirus indicus*, Tapir de Tierras Bajas (*Tapirus terrestris*), y el Tapir género *Tapirus* presentes en el mundo; pertenecen a este género el Tapir Malayo (de Montaña (*Tapirus pinchaque*), todos amenazados en peligro de extinción. El tapir centroamericano se distribuye desde el sureste de México y en toda América Central (excepto El Salvador) a los Andes occidentales, en el Chocó colombiano y ecuatoriano. Es el mamífero terrestre nativo más grande del Neotrópico y juega un importante papel en la dinámica de los bosques tropicales a través de los procesos de herbivoría, dispersión y depredación de semillas de numerosas especies vegetales.

Se trata de un animal primitivo que no ha modificado su aspecto físico desde hace millones de años. Es el único representante vivo de la familia de los Tapiridae del género y también considerado familiar cercano del caballo y del rinoceronte. Este mamífero habita en lugares que poseen alta disponibilidad de cuerpos de agua permanentes, bosques con abundante forraje y grandes extensiones de vegetación riparia.

Tiende a ser un animal solitario salvo las madres con crías jóvenes y pueden tener actividad tanto diurna como nocturna, sin embargo, en áreas sujetas a cacería intensa, puede volverse casi completamente nocturnos por lo que su desplazamiento es mucho más largo y frecuente durante las primeras horas de la noche.

En Nicaragua, la distribución del tapir se ha venido reduciendo debido a la destrucción de su hábitat. Se reportaba que hace más o menos cien o más años, la presencia del tapir era común en el centro y parte del occidente del país, sin embargo, la invasión de su territorio, degradación de los bosques y la caza indiscriminada lo obligaron a migrar más hacia la Costa Caribe y quedando en los bosques de la Reserva Bosawás, siendo esta una de las amenazas principales, otro problema es la baja tasa de reproducción lo cual contribuye a que la especie se recupere más lentamente de lo que desaparece, su amenaza natural es la predación de grandes mamíferos como el jaguar (*Panthera onca*) y el puma (*Felis concolor*). No obstante, su principal amenaza es el hombre a través de la caza excesiva para el comercio ilegal de las crías, la carne, como trofeo de caza y la expansión de la frontera agrícola.

Todos estos factores que han diezmado la población de tapires en vida silvestre, han despertado la motivación, el esfuerzo y dedicación de la reproducción de esta especie en cautiverio. En el Zoo Nicaragua, se han logrado reproducir con éxito; siendo Nicaragua el país número uno en reproducción del Tapir centroamericano (*Tapirus bairdii*) en cautiverio. Este logro ha sido producto de 22 años de dedicación dirigida a la reproducción de la especie, a su vez, se han obtenido datos importantes sobre su manejo, reproducción, crianza, composición de la leche; que serán de utilidad para la comunidad científica interesada en trabajar para la conservación de esta especie amenazada. Toda esta información se ha logrado recolectar a través del monitoreo las 24 horas del día, observación y experiencias vividas con los tapires. Este manual recopila datos sobre su manejo, reproducción, crianza, alimentación y desarrollo desde el nacimiento hasta su adultez.

OBJETIVOS

- **General**

Proporcionar un manual educativo sobre la reproducción, crianza, cría y desarrollo del Tapir Centroamericano (*Tapirus bairdii*) en cautiverio.

- **Específicos**

- Describir el manejo de reproducción del tapir centroamericano para su conservación.
- Explicar las técnicas de crianza y monitoreo del tapir.
- Ilustrar las diferentes actividades que se realizan para el monitoreo de crecimiento y evaluación del desarrollo del tapir.
- Presentar las diferentes afectaciones y padecimientos del tapir centroamericano en cautiverio.

CAPÍTULO I

Biología del Danto o Tapir Centroamericano (*Tapirus bairdii*).

1.1. Generalidades

Se denomina Tapir a cada una de las 4 especies de mamíferos del género *Tapirus*: Tapir Malayo (*Tapirus indicus*), Tapir de Tierras Bajas (*Tapirus terrestris*), Tapir Centroamericano (*Tapirus bairdii*) y el Tapir de Montaña (*Tapirus pinchaque*), de los cuales 2 de ellas son Sudamericanas, una Centroamericana y sólo una es asiática. El tapir Centroamericano (*Tapirus bairdii*) también conocido como danto, es el mamífero terrestre nativo más grande del Neotrópico. Juega un importante papel en la dinámica de los bosques tropicales a través de los procesos de herbivoría, dispersión y depredación de semillas de numerosas especies vegetales (Cruz, 2009).

Se trata de un animal primitivo que no ha modificado su aspecto físico desde hace millones de años. Es el único representante vivo de la familia de los *Tapiridae* del género *Tapirus* y también considerado familiar cercano del Caballo y del Rinoceronte (Guerrero, 2016).



Figura 1. Tapir Malayo (*Tapirus indicus*)

Fuente: Sacasa, 2016

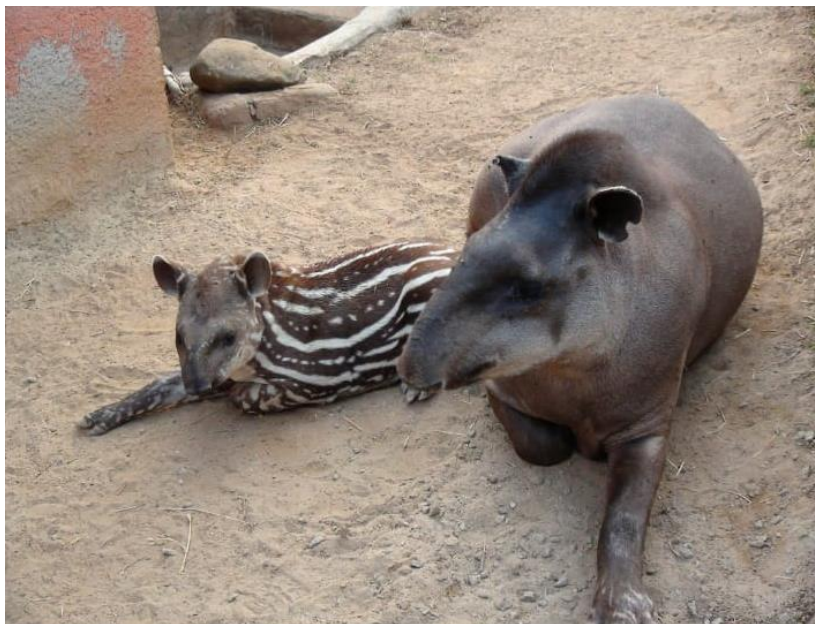


Figura 2. Tapir de tierras bajas (*Tapirus terrestris*)
Fuente: Rodrigo Teixeira, 2019



Figura 3. Tapir centroamericano (*Tapirus bairdii*)
Fuente: Sacasa E., 2017.



Figura 4. Tapir de montaña (*Tapirus pinchaque*)
Fuente: Diego Lizcano. The IUCN Red List of Threatened Species 2016.

1.2. Origen del Tapir

El orden Perissodactyla es un grupo muy antiguo de mamíferos (hace unos 60 millones de años). En el registro fósil, hay especímenes representativos de cinco superfamilias principales (*Tapiroidea*, *Rhinocerotoidae*, *Chalicotheroidea*, *Equoidea* y *Brontotheroidea*) incluyendo 14 familias diferentes, aunque la filogenética y las relaciones entre estas superfamilias no están bien resueltas. Tuvo su máximo pico de diversidad durante el Eoceno, pero durante el Oligoceno superior, 10 de las 14 familias se extinguió. Actualmente, solo tres superfamilias y tres familias están presentes (*Tapiridae*, *Rhinocerotidae* y *Equidae*) (Ruiz, 2012).

La familia actual *Tapiridae* está compuesta por un género único, *Tapirus*. Los registros fósiles más antiguos de esta familia datan del oligoceno de Europa (33-37 millones de años), y sus fósiles se han encontrado con frecuencia en Europa, América del Norte y Asia (Ruiz, 2012).

El registro más antiguo de *Tapirus* proviene del oligoceno europeo, donde los restos fósiles son encontrados hasta el Pleistoceno. En América del Norte, los archivos del género *Tapirus* indican que estuvieron presentes en el Mioceno medio, mientras que, para Asia, los registros indican que *Tapirus* ha existido desde el Bajo Mioceno (Ruiz, 2012).

1.3. Hábitat

De acuerdo al planteamiento de la información obtenida en algunos estudios de campo sugiere que este mamífero prefiere tipos de hábitat que poseen: alta disponibilidad de cuerpos de agua permanentes; sotobosque más diverso y denso (lo que implica mayor abundancia de forraje); grandes extensiones de vegetación riparia; baja incidencia de incendios y baja presión de cacería y escasa presencia humana (Cruz, 2009).

En cambio, los tipos de hábitat más secos, abiertos y perturbados (bosques de pino pastizales) son en general evitados por los tapires. Se sabe que el tapir utiliza diferentes tipos de microhábitats en los bosques mesófilos de montaña y páramos de las tierras altas de Centroamérica. Por ejemplo, en Costa Rica, esta especie ha sido observada en los páramos y en la cercanía de estanques lagunas rodeadas por matorrales. Aunque el tapir centroamericano, carece de un pelaje denso como el del tapir andino (*T. pinchaque*), posee una piel gruesa y depósitos de grasa subcutánea que probablemente le permiten resistir las bajas temperaturas que prevalecen en los páramos (hasta -10° C) (Cruz, 2009).

Un aspecto interesante del uso del hábitat del tapir centroamericano se relaciona con sus hábitos de defecación. El tapir centroamericano frecuentemente defeca en cuerpos de agua poco profundos; sin embargo, algunas veces utilizan sitios particulares fuera del agua, en las que pueden observarse grandes concentraciones de heces (Cruz, 2009).

1.4. Distribución

De las cuatro especies actuales, dos están presentes en América del Sur (*T. terrestris* y *T. pinchaque*), uno en América Central (*T. bairdii*) y otro en Asia (*T. indicus*). *Tapirus terrestris* es ampliamente distribuida en gran parte de América del Sur, incluyendo Colombia, Venezuela, Surinam, Guyana, Guyana Francesa, Ecuador, Perú, Bolivia, Brasil, Paraguay y Argentina; *T. pinchaque* se encuentra geográficamente en los Andes del Norte y Central, y está adaptada para vivir en montañas de gran altitud, en Venezuela, Colombia, Ecuador y norte de Perú; *T. bairdii* se distribuye desde el sureste de México y en toda América Central (excluyendo El Salvador) a los Andes occidentales, en el Chocó colombiano y ecuatoriano; *T. Indicus* vive en un área muy fragmentada de Vietnam, Camboya, Birmania, Sumatra, Tailandia, Islas de Malasia y Toba (Ruiz, 2012).

Según Sacasa (2017), en Nicaragua, se reportaba hace más o menos unos cien o más años, la presencia del Tapir en el Centro del País (Boaco, Chontales), Norte (Estelí, Nueva Segovia, Matagalpa, Jinotega) y parte del occidente (Chinandega), sin embargo, la invasión de su territorio, degradación de los bosques y la caza indiscriminada lo obligaron a migrar más hacia la Costa Caribe y quedando en la parte de Jinotega reducido en los bosques de la Reserva Bosawás. En la parte Norte del Caribe lo encontramos en el triángulo minero (Siuna, Bonanza, Rosita), la gran Reserva de Bosawás, Río Coco, Prinzapolka, Cruz de Río Grande, Bocana de Paiwas, Mulukukú, El Ayote. En el Caribe Sur: Wawashan, Karawala, Río

Kurinwas, Reserva Mahogany y Reserva Punta Gorda. En Río San Juan lo encontramos en la Reserva Indio Maíz y en Río Indio.



Figura 5. Distribución del Tapir centroamericano (*Tapirus bairdii*) en Nicaragua hace 100 años.

Fuente: Sacasa, E., 2017.

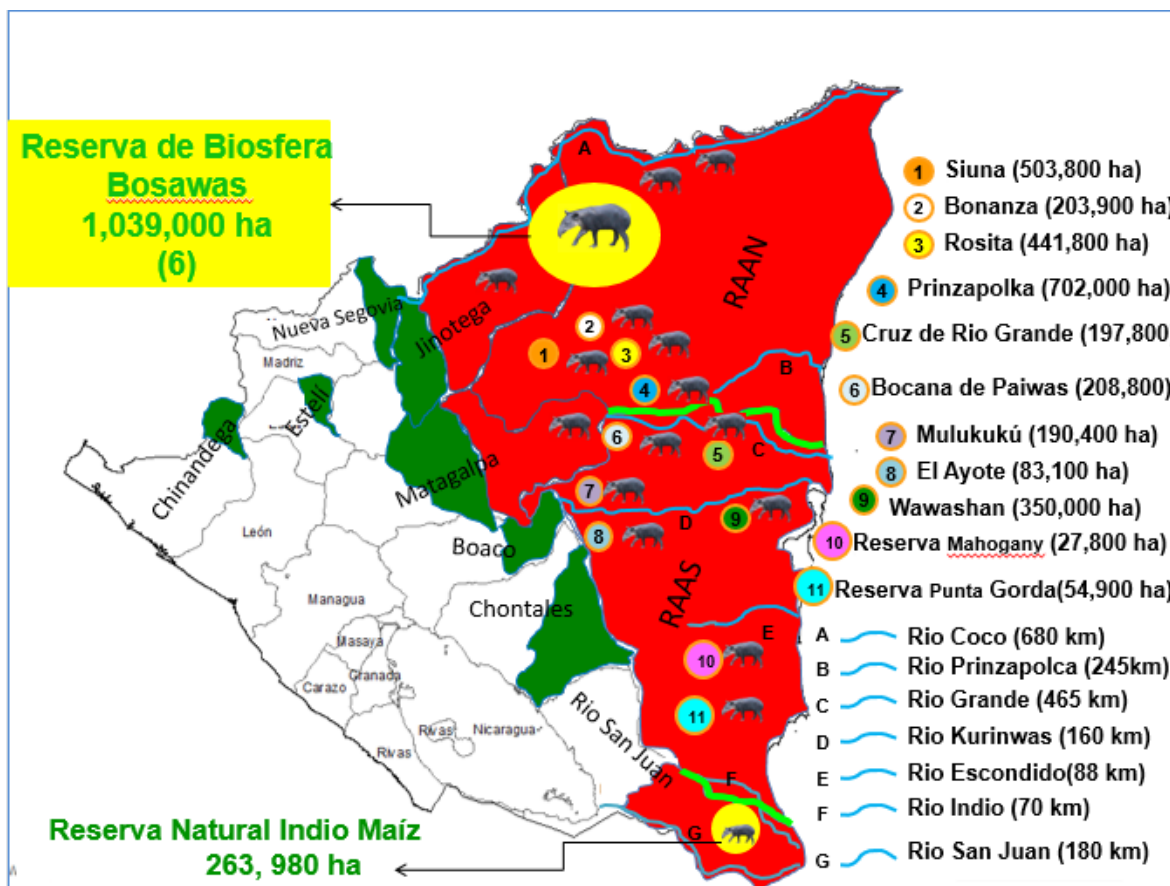


Figura 6. Distribución actual del Tapir centroamericano (*T. bairdii*) en Nicaragua
Fuente: Sacasa E., 2017.

1.5. Hábitos y comportamiento

El tapir centroamericano tiende a ser solitario salvo las madres con crías jóvenes y pueden tener actividad tanto diurna como nocturna, sin embargo, su desplazamiento es mucho más largo y frecuente durante las primeras horas de la noche. En áreas sujetas a cacería intensa, puede volverse casi completamente nocturnos (Cruz, 2009).

Esta especie es conocida por ser excelente nadadora y buceadora, son capaces de cruzar ríos caminando sobre el fondo de los mismos y en tierra frecuentemente transitan por un sistema de senderos bien definidos. Aunque estos mamíferos son tímidos y normalmente evitan los encuentros con humanos, en situaciones extremas pueden tornarse agresivos, especialmente si se trata de hembras con cría (Cruz, 2009).

1.6. Taxonomía

Según Guerrero (2016), la clasificación taxonómica del Tapir centroamericano se describe de la siguiente forma:

- **Dominio:** *Eukaryota*, organismos compuestos por células eucariotas.
- **Reino:** *Animalia*, animales. Organismos cuyas células poseen núcleo, además de ser multicelulares. Los animales adquieren su alimento y energía a través de la materia orgánica. Consumen oxígeno, imprescindible para su subsistencia. No realizan fotosíntesis.
- **Subreino:** *Eumetazoa*, formados por tejidos gracias a su organización pluricelular.
- **Filo:** *Chordata*, cordados, poseen notocordio o cuerda dorsal, en algunos cordados (inferiores o acranios) se mantiene durante toda su vida.
- **Subfilo:** *Vertebrata*, vertebrados, la notocorda se transforma en columna vertebral (cordados superiores o craneados).
- **Intrafilo:** *Gnathostomata*, clados de vertebrados que poseen mandíbulas.
- **Superclase:** Tetrapoda, tetrápodos, vertebrados con cuatro extremidades
- **Clase:** *Mammalia*, mamíferos, la mayoría disponen de glándulas mamarias que les faculta para la alimentación de sus crías.
- **Subclase:** *Theria*, terios. el embrión se desarrolla en el útero de la madre.
- **Infraclase:** *Eutheria*, euterios.
- **Orden:** *Perissodactyla*, perisodáctilos.
- **Familia:** *Tapiridae*, tapíridos.
- **Género:** *Tapirus*

1.7. Características anatómicas

El tapir centroamericano o danto, *Tapirus bairdii*, es la especie más grande de los tapires americanos. Pueden llegar a pesar entre 150 a 300 Kg con una longitud corporal de 180 a 250 cm y una altura a los hombros de 73 a 120 cm. Cuentan con una coloración de pelaje que puede ser marrón oscuro en el dorso y un poco más pálido en la zona ventral. Los bordes de las orejas son blancos, así como sus labios y un parche en el cuello y pecho; las crías presentan un pelaje pardo con manchas crípticas que se difuminan con la edad. Los tapires tienen patas cortas y delgadas adaptadas para un rápido movimiento (Guerrero, 2016).

La principal característica del Tapir es su alargado hocico en forma de pequeña probóscide, la cual es muy importante para la manipulación e ingestión del alimento, como hierbas y raíces, para recolectar plantas acuáticas en los pantanos donde suele pasar buena parte del día. Esta probóscide es derivada del músculo y tejido liso de la nariz y del labio superior. La probóscide es muy móvil y sensible al tacto (Rick *et al.*, 2013).

Los Tapires frecuentemente presentan el reflejo de “Flehmen”, un comportamiento en el cual elevan la trompa y exponen sus dientes para poder detectar olores. Esta respuesta se presenta frecuentemente por los machos cuando olfatean señales de otros machos o hembras en celo en el área. Los tapires tienen bolsas guturales faríngeas similares a la de los caballos domésticos, pero no han sido reportadas afecciones importantes de estas estructuras. La pleura parietal y visceral son normalmente gruesas y prominentes, la vena yugular se encuentra en profundidad en lateral de la tráquea (Rick *et al.*, 2013).



Figura 7. Reflejo de "Flehmen"

Se observa este reflejo en distintas edades del tapir; **(a)** un mes, **(b)** cinco meses, **(c)** 12 años, **(d)** 10 años.

Fuente: Sacasa E., Aranda A.

Los tapires tienen braquiodontes, es decir, dientes que carecen de cemento y son corona baja. La fórmula dental de tapires adultos es $2x (I-3/3, C-1/1, PM-4/3, M-3/3)$ para un total de 42 dientes. Esta dentición tiene mayor similitud con la de equinos, quienes difieren por un canino menos, en comparación con sus otros parientes perisodáctilos como los rinocerontes, equinos. Tanto los machos como las hembras presentan dentición similar. Sus incisivos son en forma de cinceles, siendo el tercer incisivo superior grande y bien desarrollado, está separado por un corto espacio de los caninos los cuales están reducidos y separados de los

incisivos por un estrecho diastema. Los terceros incisivos inferiores son reducidos y el canino inferior está bien desarrollado, ocluyendo con el canino, al igual que el tercer incisivo superior. Hay también un gran diastema entre caninos y premolares en ambas mandíbulas (Hernández *et al.*, 2007).

El sistema digestivo de los tapires presenta un pequeño estómago, con un ciego y colon bien desarrollado, y falta de vesícula biliar. Los riñones no son lobulados y, como en otros ungulados asociados al agua, su corteza representa cerca del 80% de la masa total en el adulto (Hernández *et al.*, 2007).

Los tapires tienen patas cortas y delgadas adaptadas para un rápido movimiento, en las patas delanteras presentan cuatro dedos de los cuales, el cuarto dedo es menos desarrollado y no toca el suelo, y tres en las traseras; los dedos están frontalmente cubiertos por uñas gruesas y resistentes (Rick *et al.*, 2013). El peso del cuerpo está dividido entre la almohadilla elástica bajo el pie y los dedos centrales, los cuales son evidentes en las huellas de los tapires. Las hembras son un poco más pesadas. Su visión es pobre, no obstante, su olfato y oído son muy desarrollados. Los tapires tienen ojos cafés, frecuentemente con una tonalidad azulosa que ha sido identificada como opacidad corneal. Los tapires también tienen vista monocular. (Hernández *et al.*, 2007).



Figura 8. Dedos de los tapires.

(a) Se observa el cuarto dedo, poco desarrollado en la pata delantera, (b) En la pata trasera la presencia de tres dedos.

Fuente: Aranda A., 2019.



Figura 9. Ojos del tapir.

Tonalidad azulosa característica de los ojos de los tapires; **(a)** Ojo derecho, **(b)** Ojo izquierdo.

Fuente: Aranda A., 2019.

1.8. Amenazas

Una de las amenazas principales es la destrucción de su hábitat. La modificación de su hábitat ha sido muy perjudicial, ya que la población ha diezmado, se ha fragmentado y además sufre persecución. Otro problema de la biología de la especie es que tienen una baja tasa de reproducción: tras 13 meses de gestación, la única cría pasa dos años con la madre. Esto contribuye a que la especie se recupere más lentamente de lo que desaparece. Como amenazas naturales sufren la predación de grandes mamíferos como el Jaguar (*Panthera onca*) y el Puma o León Americano (*Felis concolor*) (Guerrero, 2016).

No obstante, su principal amenaza es el hombre a través de la caza excesiva para el comercio ilegal de las crías, la carne, como trofeo de caza, la destrucción de su hábitat y la expansión de la frontera agrícola (Sacasa, 2017).

1.9. Estatus de conservación

Los tapires se encuentran en peligro de extinción y están clasificados en el apéndice I de CITES (The Convention on International Trade in Endangered Species of Wild Fauna and Flora) (CITES, 2017), así como en la lista roja de la IUCN (Unión Internacional para la Conservación de la Naturaleza); sin embargo, Sacasa (2017), indica que hay protección en todo su rango, pero las leyes no son aplicadas en nuestro país.

1.10. Reproducción

Los tapires generalmente comienzan su vida reproductiva entre los 3 y los 5 años de edad, siendo la hembra la que alcanza la madurez sexual antes que el macho (entre los tres años, tres años y medio para la hembra y los cuatro años, cuatro años y medio para el macho) y da a luz cada 2 años (Rick *et al.*, 2013). Posteriormente a la copulación, el tapir tiene una sola cría, que nace después de un período de gestación de 13 meses (alrededor de 400 días). La cría al nacer pesa entre 16 y 19 libras. La cría de tapir posee franjas marrones o beiges que le sirven para camuflaje y se desvanecen poco a poco, y cuando cumplen 6 y 7 meses de edad (Sacasa, 2017), en la naturaleza, la cría pasará más de un año con su madre hasta alcanzar dos tercios del tamaño de ella (Hernández *et al.*, 2007).

CAPÍTULO II

Estudio de conservación

La importancia del estudio de esta especie radica en el papel que juega en los ecosistemas de los bosques ya que es un gran dispersor de semillas debido a la gran variedad de vegetación que consume. La información que se conoce respecto a la historia natural, ecología, fisiología, comportamiento del Tapir Centroamericano, está limitada a documentación basada en experiencias con ejemplares cautivos en condiciones diferentes a su medio natural (Sacasa, 2017).

Poco se conoce sobre la biología y medicina del Tapir Centroamericano. Los esfuerzos por recolectar datos se han visto limitados a estudios de ejemplares en áreas protegidas lo que implica una gran modificación en su historia natural, así como las enfermedades que afectan a la especie y el papel que estas juegan en la dinámica poblacional, ya que al estar limitados a estas áreas en cierto modo tienen interacción con animales domésticos, los cuales los hacen susceptibles a amenazas externas para su salud (Sacasa, 2017).

En Nicaragua, se han realizado estudios de la especie para recolectar información general sobre su estado de salud, muestras de ADN, comportamiento y hábitos alimenticios, así como estudios de las zonas donde habita para posteriormente poder realizar liberaciones de tapires nacidos en cautiverio (Sacasa, 2017).

El Proyecto Tapir inició en el 2009 con la participación del Dr. Christopher Jordan (coordinador), Ing. Miguel Ruiz (encargado de la Reserva Kakra kril), Álvaro Simons (indígena Ulwa), Armando Dans (ambientalista) y Dr. Eduardo Sacasa (Médico veterinario), siendo el escenario principal de este estudio las grandes reservas de Bosawás en la Costa Caribe Norte, Wawashang y Karawala en el Atlántico Sur y en Río San Juan, en Río Indio en la Reserva Indio Maíz. También se contó con la participación de pobladores de las comunidades ya que ellos conocen las rutas que transitan los tapires (Sacasa, 2017).



Figura 10. Mapa de estudio, Proyecto Tapir.
Fuente: Sacasa E., 2014.

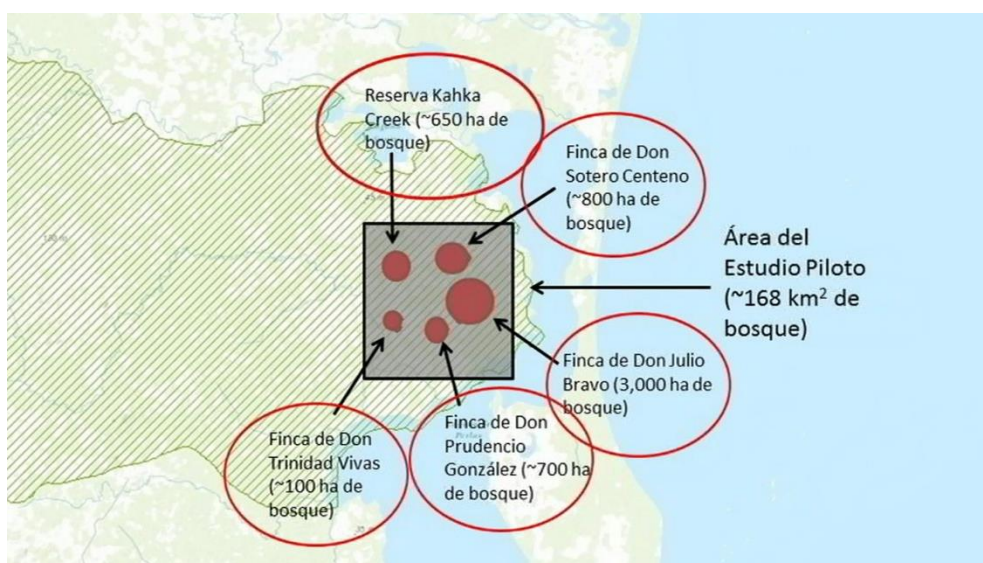


Figura 11. Áreas de estudio piloto, Proyecto Tapir Nicaragua.
Wawashang, RACCS, Nicaragua.
Fuente: Sacasa E., 2014.



Figura 12. Equipo de trabajo, Proyecto Tapir Nicaragua.
Miembros del equipo de investigación del Proyecto Tapir Nicaragua, 2014.
Fuente: Sacasa E.

El primer paso a realizar es la identificación de la ruta del Tapir, se buscan senderos o caminos realizados por ellos, se buscan evidencias físicas que comprueben la presencia del Tapir en el lugar tales como huellas, las cuales son inconfundibles, heces fecales y árboles donde el tapir come la corteza; posterior a esto se marcan los puntos geográficos con un GPS. Luego de esto se procede a colocar cámaras trampas para confirmar el tránsito del Tapir por la zona. La colocación de estas se hace a una altura de un metro y metro y medio sobre el nivel del suelo, adherida a un árbol, con una distancia de 1.5 km. entre cada una. Una vez confirmado que el Tapir pasa sobre esa ruta periódicamente se construye un foso donde se capturará el ejemplar para colocarle un collar con radiotransmisor y así conocer su radio de movilización (Sacasa, 2017).



Figura 13. Huella de tapir adulto.
Huella encontrada en área de estudio como evidencia de ruta de paso del tapir sobre el lugar.
Fuente: Sacasa E., 2014.



Figura 14. Heces de tapir.
Heces fecales de *T. bairdii* encontradas en el área de estudio
Fuente: Sacasa E., 2014.



Figura 15. Corteza de árbol.
Se observa un árbol de almendro con parte de su corteza ingerida,
característico de los hábitos alimenticios del tapir.
Fuente: Sacasa E., 2014.



Figura 16. Colocación de cámaras trampa.
Fuente: Sacasa E., 2014.



Figura 17. Hallazgos con las cámaras trampa.
Imágenes de tapires caminando por los diferentes sectores donde se instalaron las cámaras trampa en el área de estudio.
Fuente: Sacasa E., 2014.

Para la construcción del foso se requirieron materiales como: láminas de zinc plástico, ramas, cobas y palas. Previo a la elaboración, se toma una fotografía del lugar para dejarlo exactamente igual, de este modo, el Tapir no notará diferencia alguna en el terreno; las medidas del foso son: 4 ½ pies de ancho x 6 ½ pies de profundidad y 6 pies de largo. Una vez excavado el lugar, se colocan las ramas que sostendrán las láminas de zinc plástico, se coloca la primera parte de tierra y luego se termina de recrear el lugar lo más parecido a la foto y se espera a que caiga al foso el ejemplar (Sacasa, 2017).



Figura 18. Vista previa del área donde se va a construir el foso.

Fuente: Sacasa E., 2014.



Figura 19. Construcción del foso.

Fuente: Sacasa E., 2014.



Figura 20. Colocación de láminas plásticas.
Fuente: Sacasa E., 2014.



Figura 21. Foso construido y recreación del área.
Fuente: Sacasa E., 2014.

Una vez que el Tapir cae en la trampa, se anestesia mediante un dardo para colocarle el collar, siempre bajo los efectos de la anestesia se aprovecha y se monitorea las constantes fisiológicas (Frecuencia Cardíaca, Frecuencia Respiratoria, Temperatura), se toman muestras de sangre, pelo para correr el ADN, presencia de ectoparásitos y muestras de heces. Cuando se termina de colocar el collar y recolectar las muestras anteriormente mencionadas se realiza en uno de los lados del foso una rampa para que el Tapir salga, luego se administra el antagonista del anestésico utilizado y se observa al Tapir salir caminando. Es importante mencionar que se tomaron en cuenta algunos criterios para incluir dichos ejemplares dentro del estudio como lo es la edad; deben ser tapires adultos, ya que un ejemplar juvenil no ha terminado de crecer y desarrollarse y durante el año que tendrá puesto el collar debido a su crecimiento el collar le va a quedar ajustado de modo que pueda representar un riesgo para su vida al comprometer de cierta forma las vías respiratorias superiores (Sacasa, 2017).



Figura 22. Tapir en el foso.
Fuente: Sacasa E., 2014.



Figura 23. Preparación del dardo
Fuente: Eduardo Sacasa, 2014.



Figura 24. Tapir con dardos anestésicos.
Fuente: Sacasa E., 2014.



Figura 25. Colocación de collar
Fuente: Sacasa E., 2014.



Figura 26. Colocación de collar y monitoreo de constantes fisiológicas.
Fuente: Sacasa E., 2014.



Figura 27. Tapir despertando de la anestesia.
Fuente: Sacasa E., 2014.



Figura 28. Tapir saliendo del foso.
Fuente: Sacasa E., 2014.

En este estudio de campo, los collares a colocarse se programan entre ocho meses y un año desprendiéndose al llegar a su fecha programada; este collar envía señales a través de un satélite y por telemetría, siendo esta ultima la más usada, se guardan las coordenadas en el dispositivo del collar el cual al pasar dichos datos a la computadora dará la información precisa de los lugares por donde ha transitado el Tapir. Durante la realización de este estudio de campo, se concluyó que los Tapires caminan entre 5 a 8 km y algunos hasta 10 km de distancia durante el día y luego vuelven a su mismo sitio (Sacasa, 2017).



Figura 29. Telemetría.

Localizando al tapir mediante el uso del sistema de recepción del collar con radiotransmisor.

Fuente: Sacasa E., 2014.



Figura 30. Ubicación de tapir por medio de telemetría.

Fuente: Sacasa E., 2014.

CAPÍTULO III

Manejo del Tapir Centroamericano en cautiverio

Los estudios en campo sobre el *Tapirus bairdii* han permitido conocer la biología de esta especie, brindando así, información básica respecto a sus hábitos, comportamiento, hábitat, alimentación y reproducción, los cuales han permitido establecer un modelo de ambiente controlado en el que estos animales puedan desarrollarse sin mostrar signos de estrés por falta de espacio suficiente para movilizarse, hacinamiento, cercanía con otros animales, etc., contribuyendo de esta forma al bienestar animal.

Se trata de crear un microambiente en el recinto lo más parecido posible al entorno natural en el que se desarrolla. Para establecer el espacio vital del danto o tapir se debe tomar en cuenta la actividad del animal, el espacio debe ser lo suficiente para que le permita a éste realizar cualquier tipo de movimiento (caminar, correr, trotar) y de este modo desplazarse libremente dentro del recinto, así mismo, es importante asegurarse que el material con que es construido el recinto debe ser resistente tanto a las inclemencias del clima como a la actividad diaria del tapir (Sacasa, 2017).

3.1. Áreas del recinto

Sacasa (2017) sugiere que, el recinto debe contener las áreas necesarias para el desarrollo del Tapir centroamericano en condiciones controladas. Se toma en cuenta la actividad del animal y función que debe cumplir el lugar para realizar los distintos trabajos de rutina que requieran un control y observación diaria de la especie en estudio. Dentro de las áreas que el recinto debe tener para garantizar un buen estado de salud tanto físico como psicológico del tapir, así como un óptimo desarrollo se mencionan las siguientes áreas:

3.1.1. Perímetro total

El perímetro total comprende el límite externo entre un recinto y otro; debe permitir la observación diaria de las actividades de los tapires; por lo tanto, se establece que para la construcción del perímetro se puede utilizar malla ciclón de cuatro pies de alto, la cual no obstaculiza la visibilidad del recinto; esta malla se puede fijar a tubos galvanizados de dos pulgadas de grosor, utilizando varillas de ¼” pulgadas para estirar la malla. Estos tubos se ubican en los extremos superior e inferior, con un tubo en una base con concreto a una profundidad de 50 centímetros cada dos metros que le sirve de soporte a la infraestructura. Las dimensiones del perímetro total son de 1080 mt² (Sacasa, 2017).



Figura 31. Perímetro total del recinto.
Toma de medidas del perímetro total del recinto.
Fuente: Aranda A., 2018.

3.1.2. Área verde

Área destinada para la convivencia diaria del Tapir, es en esta área donde ocurre la mayor parte de su actividad; por lo general, el tapir se mantiene durmiendo durante el día en cualquier espacio del área verde, usualmente debajo de un árbol en donde se le proporcione sombra y libre de factores estresantes; ya para el atardecer se observa que incrementa su actividad en donde se observa mayor desplazamiento en busca de hojas, seleccionando y comiendo hierbas, frutas, así como el concentrado. Es en esta área donde también se da el proceso del cortejo y cópula para la reproducción (Sacasa, 2017).

Esta área comprende también parte del perímetro del recinto, por lo que los materiales para los límites externos son los mismos que se mencionan en el perímetro total. El suelo de esta área debe ser de tierra, debe haber sombra suficiente en donde el Tapir pueda descansar durante el día y de este modo también se pueda proteger del sol, por lo que es necesario que los árboles que le proporcionen sombra sean grandes y frondosos. Se debe tomar en cuenta que en muchos casos los Tapires tienden a comer la corteza de los árboles, por lo que es necesario protegerlos con una malla ciclón alrededor del tronco. El total del área verde debe ser de 30 m de largo x 35 m de ancho (Sacasa, 2017).



Figura 32. Recinto del tapir.
Fuente: Aranda A., 2018.



Figura 33. Área verde del recinto.
(a) Se observa a un tapir comiendo de la corteza de un árbol por falta de protección del mismo con la malla, (b) Árboles protegidos con malla ciclón para evitar que los tapires coman de la corteza.
Fuente: Aranda A., 2018.

3.1.3. Cuerpo de agua o estanque

El tapir en cautiverio, utiliza los cuerpos de agua principalmente para recrearse, realizar actividades fisiológicas (defecar, reproducirse) e inclusive termo regular en caso de que haya altas temperaturas en el ambiente; por lo que es importante proporcionarle una pila en donde éste sea capaz de nadar, desplazarse sin dificultades, libre de obstáculos y que le permita realizar sus actividades fisiológicas. Deberá ser de concreto, embaldosado no resbaladizo, en la entrada/salida de la misma se debe disponer de una pequeña rampa interior, así como superficie no resbalosa. Las dimensiones de esta pila o estanque son de 2m de profundidad x 5m de ancho x 9m de largo. En caso que el recinto no cuente con un estanque deberá bañarse dos veces en el día a los tapires (en la mañana y en la tarde), esto ayudará a la termorregulación, también se ha observado en la práctica que estimula la defecación (Sacasa, 2017).



Figura 34. Cuerpo de agua o estanque.
Se observan dos niveles de profundidad.
Fuente: Aranda A., 2019.



Figura 35. Estanque con dos ejemplares de *Tapirus bairdii* recreándose.
Fuente: Aranda A., 2019.



Figura 36. Tapir bañándose.
Se observa al cuidador bañando al tapir.
Fuente: Aranda A., 2019.

3.1.4. Comederos y bebederos

Consiste en la elaboración de unas canoas de cemento, debe tener dos compartimentos: uno para colocar el concentrado y la fruta y otro para el agua, de este modo se garantiza un consumo libre de agua limpia y fresca. En ciertas ocasiones se puede colocar un comedero de madera pequeño de baja altura el cual le será útil a la cría de tapir cuando está empezando a ingerir materia sólida. Cabe mencionar que este comedero y bebedero deberá estar protegido bajo una pequeña choza con techo para proteger la comida y el agua tanto del sol como de la lluvia, así como otros desechos (hojas, basura, etc.). Debe haber comedero tanto en el área verde como en el refugio. Las dimensiones de éstos son de 1.10 m de largo x 0.50 cm. de ancho x 0.20 cm. de fondo (Sacasa, 2017).

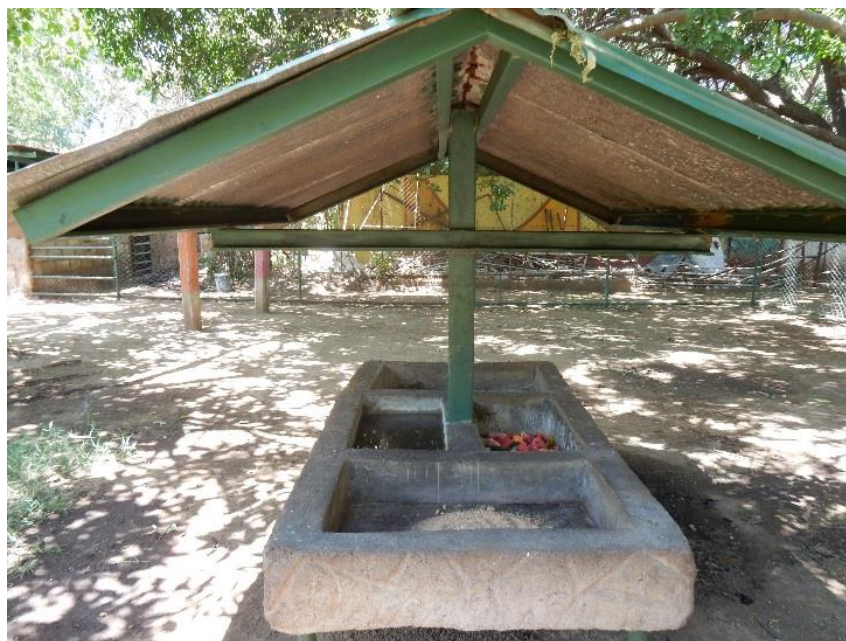


Figura 37. Modelo de comedero y bebedero.

Fuente: Aranda A., 2019.



Figura 39. Comedero de concreto.

Modelo de comedero para el refugio

Fuente: Aranda A., 2019.



Figura 38. Comedero de madera.

Modelo de comedero de madera que puede ser utilizado por la cría cuando inicia a ingerir alimentos.

Fuente: Sacasa E., 2015.

3.1.5. Refugio

Sacasa (2017), plantea que es el área destinada para protegerse de la lluvia y del sol. Se usa además como área de parición, donde la hembra amamanta y cuida de la cría durante las primeras semanas, esta área debe contar también con comedero y bebedero para que la hembra se alimente sin tener que salir del mismo y tenga que dejar sola a la cría. Esta área también está destinada para el manejo de un tapir ya sea cría, joven o adulto en donde se facilita mayormente la aplicación de medicamentos, también se destina esta área para aislar ejemplares enfermos de los cuales se requiera realizar un monitoreo más exhaustivo, facilitando la aplicación de medicamentos, exploración clínica y observar su evolución, por lo tanto, el refugio debe garantizar la suficiente ventilación y entrada de luz que permita observar al Tapir; también debe contar con una compuerta que comunique con el exterior (área verde del recinto), se puede abrir y cerrar de forma corrediza o guillotina para una manipulación menos directa con el animal y por ende que implique menos estrés debido a la presencia humana.

La función del refugio está basada en brindar protección, bienestar y tranquilidad al Tapir, por lo tanto, los materiales requeridos para el refugio son paredes de bloque y cemento, piso de cemento, techo con láminas de zinc y perlines previamente soldados. También debe tener dos compuertas, una para los animales que da acceso al área verde y la otra para el personal la cual le permitirá acceder al mismo para su limpieza; ambas compuertas deben ser metálicas, el piso debe ser de concreto con una inclinación de siete centímetros que permite la evacuación de desechos al momento de la limpieza. Las dimensiones del refugio son: 5 metros de ancho x 6 metros de largo x 3.50 metros de alto (Sacasa, 2017).



Figura 40. Refugio.

Modelo de refugio para tapires. Se observa el comedero, bebedero, puerta que conecta con el exterior y la estructura de bloques y piso de concreto.

Fuente: Aranda A., 2019.

CAPÍTULO IV

Manejo clínico

4.1.Exploración clínica

Los tapires por lo general tienen un comportamiento pacífico por lo que examinarlos y evaluar su condición clínica no es muy complicado siempre y cuando se tomen medidas de seguridad tanto para el personal que estará participando en la actividad como para el animal. Lo más común para aproximarse a un tapir es rasgar rigurosamente su mandíbula inferior, cuello, vientre, pliegues de la zona inguinal las cuales son zonas sensibles al tacto y que al tapir no le disgusta que le toquen; éste se echará lateralmente y en dicha posición se pueden tomar las constantes fisiológicas: frecuencia cardíaca, frecuencia respiratoria, temperatura, inspección general del estado corporal, estado de la piel y pelaje, presencia o ausencia de ectoparásitos, estado general de las almohadillas plantares y palmares (Rick *et al.*, 2007).

El lugar en el que se realizará esta actividad de rutina puede ser el refugio y debe haber un ambiente de armonía, libre de disturbios y ruidos que puedan poner molesto o nervioso al Tapir (Sacasa, 2017).

4.2.Técnicas de medicación

Para administrar medicamentos parenterales (jeringa y aguja) se deberá tomar en cuenta el comportamiento y actitud del animal; en crías y ejemplares en edad juvenil se puede administrar el medicamento de manera directa. En los adultos se rascan las zonas sensibles al tacto y se dan pequeños golpes y luego se pone la inyección; por seguridad del personal se debe utilizar siempre un escudo de plywood no menos de ½ pulgada de grosor; en ejemplares adultos se deberá utilizar la cerbatana, pistola o rifles de dardo. Los sitios de inyección más adecuados para la vía intramuscular son los músculos cervicales del cuello (romboideo cervical) y en la parte posterior de las extremidades (glúteo superficial, bíceps femoral); la vía subcutánea casi no se usa por el grosor de su piel. Por la vía endovenosa los lugares más adecuados son la vena safena y radial, que también pueden ser usadas para la toma de muestra de sangre, aunque el lugar más práctico para tomar muestra de sangre es en la vena auricular; cabe destacar que estas tomas de muestras se deben hacer bajo sedación (Sacasa, 2017).



Figura 41. Sitios anatómicos para aplicación de medicamentos por la vía intramuscular. (a)Músculos del cuello, (b) Músculos externos del muslo.
Fuente: Aranda A., 2019.

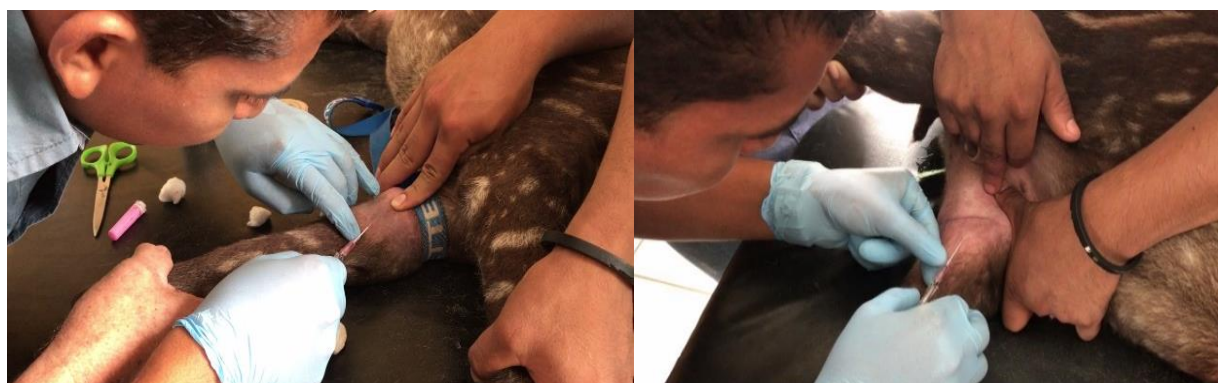


Figura 42. Aplicación de medicamento por vía intravenosa, vena safena.
Fuente: Sacasa E., 2017.



Figura 43. Aplicación de medicamento por vía intravenosa, vena radial.
Fuente: Sacasa E., 2017.



Figura 44. Toma de muestra de sangre.
Se observa toma de muestra de sangre en un tapir juvenil utilizando la vena auricular.
Fuente: Aranda A., 2018.

Para la vía oral, se puede realizar de manera directa; conservando el rascado riguroso en la zona del cuello se coloca la jeringa lentamente y luego se empuja el émbolo hasta introducir el medicamento en la cavidad bucal, observando como el Tapir deglute el medicamento sin inconvenientes. La manera indirecta de administrar medicamento vía oral se realiza por medio del alimento. La vía oftálmica no requiere de una técnica en especial, así como la vía tópica siguiendo las instrucciones de manejo explicadas anteriormente (Sacasa, 2017).



Figura 45. Administración de medicamento por la vía oral en un tapir adulto.
Fuente: Aranda A., 2018.

4.3.Herramientas de trabajo

Las herramientas de trabajo que se utilizan para medicar a los tapires tienen la finalidad de manipular lo menos posible al individuo causándole menos estrés por manejo y manipulación, así mismo, es una vía segura para el operante ya que no corre el riesgo de ataques por parte del tapir. La utilización de estas herramientas de trabajo va en dependencia del temperamento del animal; por lo general, se hace uso de estas para administrar medicamentos de forma rutinaria (Sacasa, 2017).

4.3.1. Cerbatana

Es una herramienta muy útil para la administración de medicamentos vía intramuscular. Se utiliza para distancias cortas, sobre todo en animales que permanecen dentro de jaula, teniendo una buena efectividad en las distancias cortas (2 a 5 metros aproximadamente), consiste en un tubo el cual debe ser soplado para inyectar el medicamento. En este tubo se introducen dardos especiales para dicho fin. En dependencia de la dosis, se utilizan dardos de 3 o 5ml con agujas de calibre 18', 18 ½' (Sacasa, 2017).

4.3.2. Rifle

Se usa para distancias más largas de 8 a 35 metros aproximadamente, tomando en cuenta que este tiene un regulador de presión del gas que impulsa el disparo. Muchos rifles trabajan con aire comprimido y otros con CO₂.

4.3.3. Dardo

Consta de un cuerpo o cilindro (jeringa), un estabilizador o cola (mecha), una aguja con agujero lateral, un cilindro plástico (silicona dura) que evita la salida del líquido antes de la inyección, y en el interior del dardo dos émbolos que separan a la jeringa en dos compartimentos: uno para el líquido a inyectar (en el extremo de la aguja) y otro émbolo para el compartimento del aire a presión.

Procedimiento

1. En primer lugar, se procede a empujar el émbolo del espacio destinado al líquido inyectable con una varilla metálica, hasta una distancia un poco superior al volumen a inyectar (ejemplo: 4 ml de anestesia, se empuja el émbolo hasta la línea de 4,5 o 5 ml).
2. El paso siguiente es introducir el volumen del líquido a inyectar.
3. Una vez depositado el líquido en el interior del dardo-jeringa se coloca la aguja y a esta se le pone el cilindro de silicona para mantener la presión de aire y líquido.

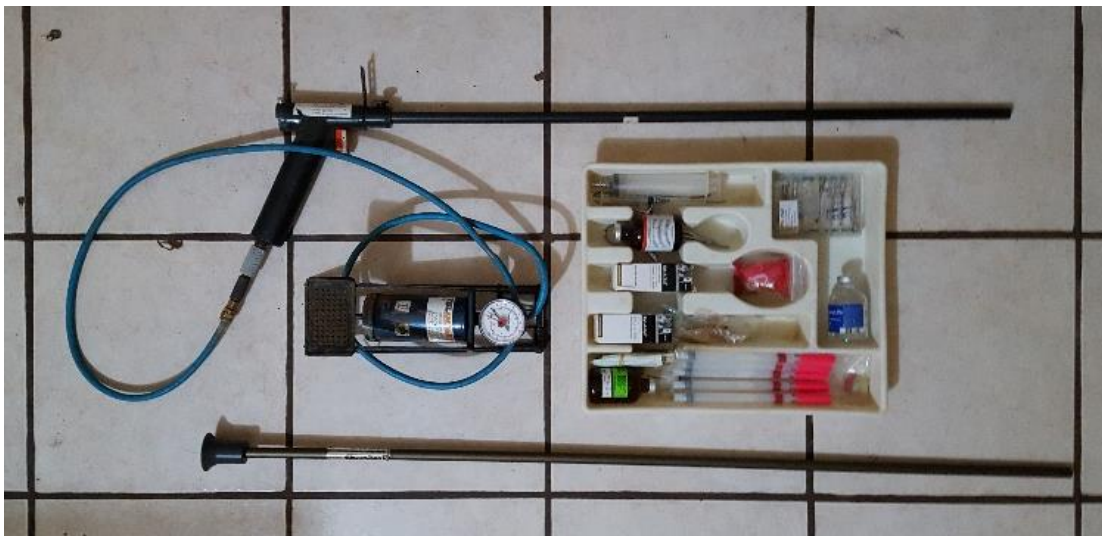


Figura 46. Herramientas para administrar medicamentos.

(a) Rifle de aire, (b) Cerbatana.

Fuente: Aranda A., 2016.



Figura 47. Dardo para inyectar medicamentos.

Fuente: Aranda A., 2016.

4.3.4. Escudo

Debe ser liviano, la persona que lo utilice debe ser capaz de levantarlo, se utiliza para protección de la integridad humana, prevención de accidentes (mordeduras, golpes) cuando se trabaja con animales nerviosos o que no están acostumbrados a la manipulación; el material debe ser de plywood (Sacasa, 2017).



Figura 48. Escudo, vista posterior.

Fuente: Aranda A., 2019.



Figura 49. Escudo, vista anterior.

Fuente: Aranda A., 2019.

CAPÍTULO V

Alimentación

Los tapires son fundamentalmente herbívoros ramoneadores. Los animales en la naturaleza eligen sobre una amplia gama de plantas, incluyendo una diversidad de especies de hierbas, pastos, arbustos, frutas, ramas y hojas de árboles. Cuando se compara la frecuencia en la que se encuentran las especies de plantas en las heces de los Tapires con la diversidad de plantas en el área en la que habita, la relación indica que los animales están eligiendo en base a especies vegetales preferidas, independientemente de la abundancia de esas plantas (Hernández *et al.*, 2007).

El tracto digestivo del Tapir se describe como el de un fermentador en ciego-colon, análogo al de un Caballo (*Equus caballus*). Debido a que la sobrealimentación puede causar cólico en caballos domésticos, se recomienda alimentar a herbívoros silvestres, con sistemas gastrointestinales como ese, dos o tres veces al día (Rick *et al.*, 2013). Las glándulas salivales están bien desarrolladas, una característica típica de herbívoros ramoneadores. El estómago es pequeño en comparación con otros órganos del tracto gastrointestinal, pero más alargado que el del Caballo doméstico. El epitelio que se encuentra en la región esofágica del estómago (cardias) es escamoso y no glandular. El resto del epitelio estomacal es glandular, y va incrementando hacia el píloro. El intestino delgado es de 8,2 a 11 mtrs. de largo (27-36 pies). No existe la vesícula biliar, pero el ducto biliar vacía en el duodeno a unos 7,3 cm (2,95 in) del píloro. El intestino grueso es similar al del Caballo doméstico. Este es el sitio principal de la digestión aloenzimática de la ingesta por bacterias simbióticas, así como protozoarios anaeróbicos. Cuatro pliegues fibrosos crean las saculaciones en el ciego. El colon está crecido y se fija al ciego a través de tejido fibroso. En los lúmenes, tanto del ciego como del colon proximal, son donde se lleva a cabo la digestión aloenzimática de los alimentos ingeridos que no son degradados por digestión autoenzimática y absorbidos en el intestino delgado. El colon distal no está fijado a tejidos circundantes (Rick *et al.*, 2013).

El metabolismo (digestión y absorción) de los nutrientes en los tapires es similar al de su semejante el caballo (Sacasa, 2017), por lo tanto, se maneja que la fisiología digestiva en esta especie tiene por rasgos dominantes: una masticación meticulosa, rapidez del tránsito gástrico, digestión enzimática breve, pero intensa en el intestino delgado y una acción microbiana prolongada a nivel de los grandes reservorios del intestino grueso (Mendieta & Reyes, s.f.).

5.1.Digestión y absorción de los carbohidratos

Los carbohidratos provenientes de los alimentos se adquieren en forma compleja por lo que para utilizarlos de manera adecuada necesitan ser degradados a nivel del aparato digestivo a una forma más simple y así incorporarlos al cuerpo. Una de las características más importantes de los carbohidratos es su solubilidad en el agua por lo que el primer proceso para llegar a esta forma lo realizan en la cavidad oral por medio de la acción enzimática de la ptialina presente en la saliva; luego en el intestino delgado participan el jugo duodenal, la bilis, jugo pancreático y el jugo entérico en donde también se ve la participación de la enzima α -amilasa (ptialina) presente en la secreción pancreática para obtener la hidrólisis de los disacáridos y éstos sean transformados a monosacáridos por medio de enzimas intracelulares dentro de la mucosa intestinal; siendo las enzimas que participan en este proceso la sacarasa, maltasa y lactasa que actúan sobre los disacáridos sacarosa, maltosa y lactosa respectivamente (Mendieta & Reyes, s.f.).

Estos productos hidrolizados son mayormente absorbidos en el intestino delgado, por lo que al colon llegan productos no atacables por las enzimas del intestino delgado como lo son la celulosa y la hemicelulosa. La digestión de estas sustancias se lleva a cabo por enzimas que pasan con el alimento desde el intestino delgado o como resultado de la actividad microbiana ya que las glándulas de este tramo intestinal son principalmente mucosas y no contienen enzimas; esta capacidad de descomponer la celulosa se realiza gracias a la acción bacteriana y la fermentación de los carbohidratos de fácil digestión ocurre en el intestino grueso a partir de la actividad enzimática insuficiente como para hidrolizar toda la cantidad del carbohidrato específico en el intestino delgado. De esto se deriva una extensa fermentación bacteriana en el intestino grueso a expensas de estos azúcares fácilmente fermentables; también se sabe que la presencia de estos azúcares puede deberse al aumento en la velocidad del tránsito por el intestino delgado (Mendieta & Reyes, s.f.).

En los monogástricos jóvenes la digestión de los carbohidratos de la leche es casi total en el intestino delgado debido a la alta producción de lactosa; los carbohidratos solubles se degradan fundamentalmente en el intestino delgado teniendo como fin obtener glucosa (Mendieta & Reyes, s.f.).

El producto final de la digestión de los carbohidratos tanto solubles como insolubles son los ácidos grasos volátiles (acético, propiónico, butírico) del cual el acético es el principal AGV. El fin principal de los ácidos grasos volátiles es la formación de ATP y también pueden ser utilizados anabólicamente para la formación de grasa corporal. Las raciones ricas en concentrados (carbohidratos solubles) son degradadas en el intestino delgado con alta formación de glucosa y las raciones ricas en carbohidratos estructurales se degradan en el intestino grueso con alta producción de AGV; por lo que la el tapir, al igual que el caballo, posee la capacidad de reabsorción de glucosa, así como reabsorber una alta cantidad de AGV cuya utilización aproxima más el caballo a un poligástrico (Mendieta & Reyes, s.f.).

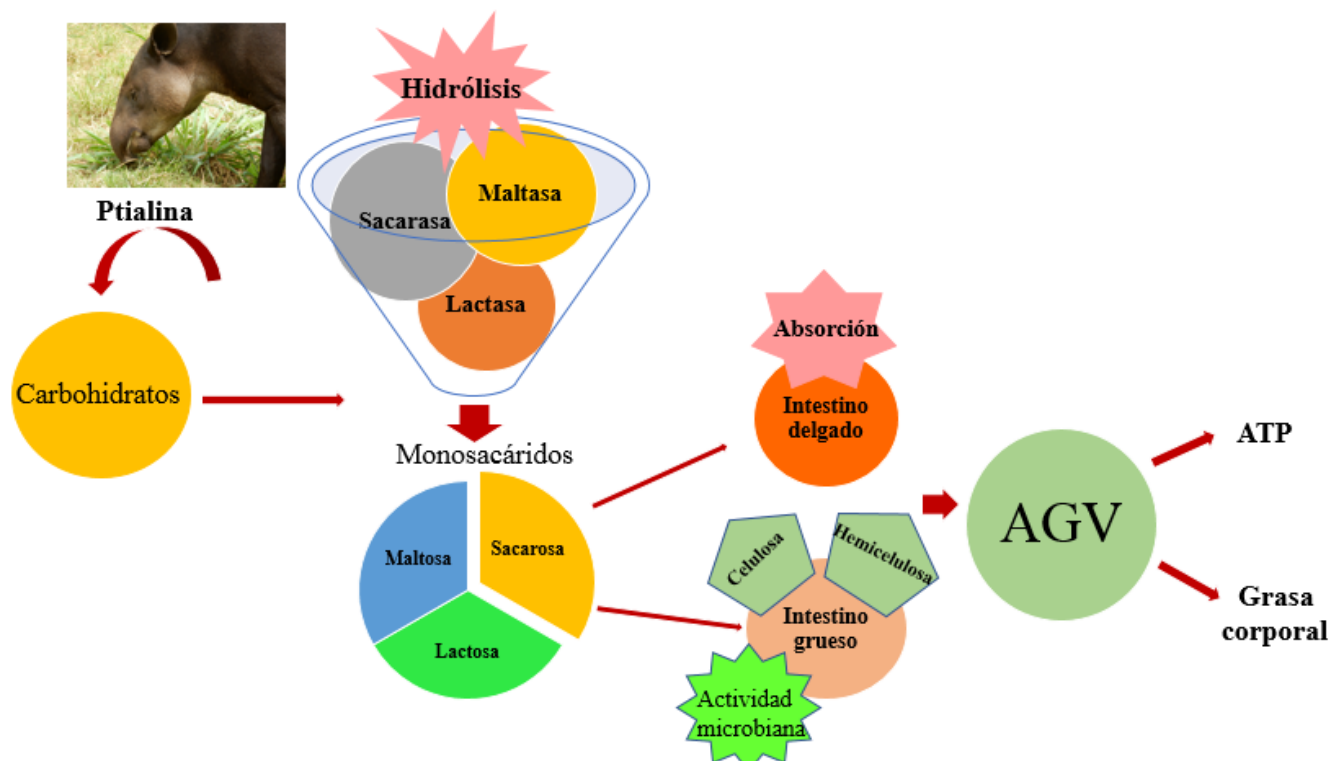


Figura 50. Digestión y absorción de los carbohidratos

Fuente: Aranda A., 2019.

5.2. Fibra

El fin principal de la fibra en la dieta de los Tapires es la obtención de los ácidos grasos volátiles otras funciones que desempeña el aporte de fibra es la absorción del agua, aumentando el volumen de las heces, haciéndolas más fluidas para facilitar su expulsión y evitar de esta forma el estreñimiento, impactación de las heces y prolapso rectal, una afectación muy común en la mayoría de los Tapires en estado de cautiverio (Mendieta & Reyes, s.f.).

5.3. Proteínas

La degradación de las proteínas inicia en el estómago con la participación de la pepsina, gastricsina y la quimosina; de estas, la pepsina es la más importante pues inicia la hidrólisis de las proteínas. Esta enzima procede de las células principales de las glándulas fúndicas, de las que es segregada en forma de pepsinógeno (inactivo), el cual se activa bajo la acción del ácido clorhídrico (HCl). La misión del HCl consiste en la activación del pepsinógeno y en la inhibición de las proteínas (colágeno, etc.), simultáneamente ejerce una acción antiséptica sobre el contenido gástrico. Mediante la pepsina son degradados a péptidos todos los componentes proteínicos de la dieta (Mendieta & Reyes, s.f.).

El intestino delgado es el segmento donde principalmente ocurre la digestión de las proteínas, se plantea que es debido a la poca selectividad de las enzimas pancreáticas y entéricas que intervienen en la degradación o a través de una hidrólisis ácida se obtienen aminoácidos que son absorbidos (Mendieta & Reyes, s.f.).

Las proteínas que escapan a la degradación en el intestino delgado son atacadas por fermentos microbianos, sin embargo, la utilización del nitrógeno microbiano en el intestino grueso no está aclarado, ya que la formación de estas se da a partir de la última porción del tracto gastrointestinal (Mendieta & Reyes, s.f.).

Como producto final del metabolismo de las proteínas se obtiene tanto nitrógeno proteico (cuya utilización no está completamente aclarada), como nitrógeno no proteico que es utilizado solo a nivel del intestino grueso gracias a la proteosíntesis microbiana. La casi totalidad del NNP ingerido es absorbido como tal en el intestino delgado y no es sino hasta la parte reciclada a partir de la luz cecal, la que podrá ser reconvertida por la microflora digestiva por lo explicado y en razón de la disposición de los reservorios fermentativos en relación con el intestino delgado, las facultades de utilización del NNP son bastante pobres (Mendieta & Reyes, s.f.).

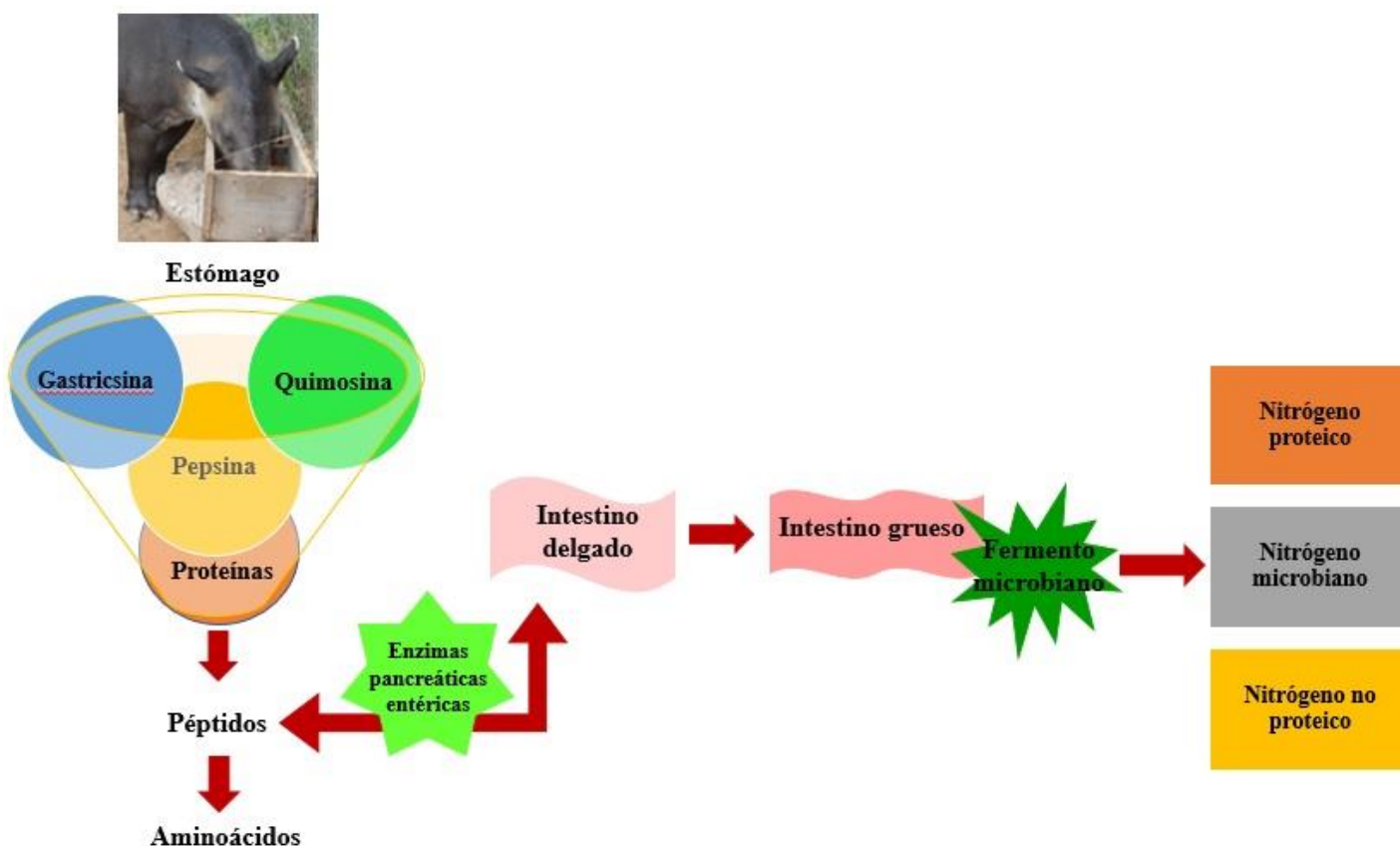


Figura 51. Digestión y absorción de las proteínas.
Fuente: Aranda A., 2019.

5.4.Lípidos

Los lípidos son biomoléculas orgánicas formadas principalmente por carbono e hidrógeno y oxígeno, pero contienen un porcentaje mucho más bajo de oxígeno que los carbohidratos y un alto contenido de hidrógeno, por lo que aportan 2.25 más veces energía que los carbohidratos. Estructuralmente, las grasas son ésteres del glicerol y ácidos grasos. Como característica principal de las grasas cabe mencionar que son insolubles en agua y son solubles en solventes orgánicos como éter, cloroformo, benceno, etc. (Mendieta & Reyes, s.f.).

Antes de su ingreso al intestino, la grasa de los alimentos es degradada, en una pequeña proporción en el estómago, siendo por ello muy importante la misión de la lipasa pancreática en la degradación de las grasas a nivel del intestino delgado, pasando por diglicéridos y monoglicéridos, pudiendo incluso hidrolizarlas completamente en ácidos grasos y glicerol que son absorbidos por las vellosidades del intestino delgado pasando a la linfa, de ahí al hígado donde ocurre el metabolismo intermediario de los ácidos grasos y su utilización para fines directamente energéticos (ATP) o para el proceso anabólico de formación de grasa corporal (Mendieta & Reyes, s.f.).

Se conoce que la composición de la grasa corporal en el caballo está influida por la composición de la grasa de la dieta porque los ácidos grasos son absorbidos en el intestino delgado antes de que puedan ser alterados por las bacterias del intestino grueso (Mendieta & Reyes, s.f.).

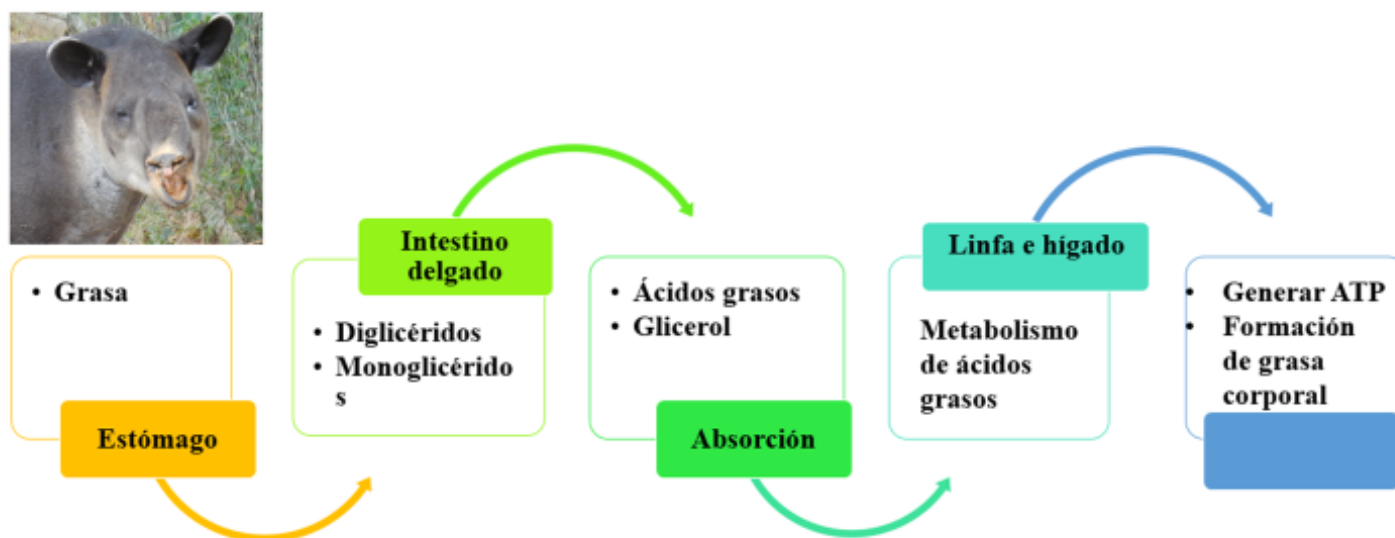


Figura 52. Digestión y absorción de los lípidos.

Fuente: Aranda A., 2019.

5.5.Minerales

Los minerales son elementos inorgánicos que suelen ocurrir como sales de elementos inorgánicos o de compuestos orgánicos. Su disponibilidad y a menudo sus funciones metabólicas, se relacionan con la forma en que existen. Los minerales que se necesitan en cantidades relativamente grandes se llaman macrominerales (Na, Cl, Ca, P, Mg, K, S). Otros, en cambio, que se necesitan en cantidades minúsculas se llaman oligoelementos minerales o microminerales (Cr, Co, Cu, F, Y, Fe, Mn, Se, Si, Zn). Estos términos no significan que los oligoelementos desempeñen un papel de menor importancia, sino que representa designaciones cuantitativas basadas en las necesidades de los animales. En el caso de los Tapires, la implementación de sales minerales en la ración de alimento garantiza un aporte adecuado que cubre las necesidades de los mismos (Mendieta & Reyes, s.f.).

5.6.Plan alimentario para el Tapir en cautiverio

Las primeras dietas establecidas estaban basadas en ejemplares implementados en Zoológicos tanto de Guatemala como Estados Unidos, así como información sustentada en bibliografías con base a experiencias de manejo de las demás especies de Tapires; sin embargo, llegar hasta la dieta que se maneja hoy en día fue el resultado de prueba y error de diversas dietas y sugerencias de alimentos que el Tapir consume en cautiverio. La observación al momento de alimentarse, así como el sobrante o desperdicio que dejaban después de cada tiempo de comida, fueron herramientas muy útiles para determinar las preferencias alimentarias del mismo y de este modo establecer una dieta propia adaptada a la disponibilidad tanto de frutas, verduras y vegetación local (Sacasa, 2017).

En la naturaleza, por medio de estudios de ejemplares en vida silvestre se conoce que el Tapir ingiere más de 400 variedades de plantas, frutas y verduras, sin embargo, en cautiverio, esta variedad se ve reducida a unas cuantas especies de esta vegetación lo cual ha dado resultados positivos reflejándose en el estado general de salud de los ejemplares reproducidos y alimentados bajo condiciones de cautiverio (Sacasa, 2017).

Dentro del plan de alimentación del Tapir se estipula una ración diaria de 10 lb de concentrado de caballo, 43 lb de frutas y 15 lb de hojas de diversos árboles (las que más se utilizan son de la familia Piperaceae, Musaceae, Tigüilote, Chilamate, Cordoncillo, Capulín, Guarumo). Esta ración se divide en dos porciones siendo suministradas en la mañana y en la tarde para tener un mejor control de la alimentación, evitar desperdicios y garantizar un consumo adecuado de todos los elementos de la dieta; así mismo, al momento de distribuir el alimento siempre se toma en cuenta la observación en cuanto a las preferencias alimenticias del ejemplar (Sacasa, 2017).

De esta forma se establece que la dieta de los tapires en Nicaragua está compuesta por los siguientes elementos:

Cuadro 1. Resumen de la ración alimentaria para un Tapir centroamericano (*T. bairdii*).

Alimento	Cantidad - Libras
Concentrado para caballos	5 lb.
Frutas	
Papaya (<i>Carica papaya</i>)	1620 g / 3.57 lb
Sandía (<i>Citrullus lanatus</i>)	1754 g / 3.86 lb
Banano (<i>Musa paradisiaca</i>)	1640 g / 3.61 lb
Zanahoria (<i>Daucus carota</i>)	824 g / 1.81 lb
Pepino (<i>Cucumis sativus</i>)	1392 g / 3.06 lb
Total	7230 g / 15.91 lb
Sales minerales	1.57 g.
Hojas (pueden ir solas o en combinación)	15 lbs.
Cordoncillo (<i>Piper aduncun</i>)	
Chilamate (<i>Ficus spp</i>)	
Capulín (<i>Muntingia calabura</i>)	
Guarumo (<i>Cecropia peltata</i>)	
Anesillo de hoja pequeña (<i>Piper auritum</i>)	
Anesillo de hoja mediana (<i>Piper anisatum</i>)	
Anesillo de hoja grande (<i>Piper umbellatum</i>)	
Banano (<i>Musa paradisiaca</i>)	
Tigüilote (<i>Cordia dentata</i>)	



Figura 53. Forma de preparación de la papaya, *Carica papaya*.
Fuente: Aranda A., 2019.



Figura 54. Forma de preparación de la sandía, *Citrullus lanatus*.
Fuente: Aranda A., 2019.



Figura 55. Forma de preparación del banano, *Musa paradisiaca*.
Fuente: Aranda A., 2019.



Figura 56. Forma de preparación de la zanahoria, *Daucus carota*.
Fuente: Aranda A., 2019.



Figura 57. Forma de preparación del pepino, *Cucumis sativus*.
Fuente: Aranda A., 2019.



Figura 58. Ración de concentrado.
Fuente: Aranda A., 2019



Figura 59. Ejemplar de tapir (*T. bairdii*) ingiriendo sus alimentos.
Fuente: Alejandra Aranda, 2019.



Figura 60. Tapires ingiriendo su ración de hojas dentro del refugio.
Fuente: Aranda A., 2019.

5.6.1. Cordoncillo (*Piper tuberculatum*)



Figura 61. (a). Arbusto de Cordoncillo (*Piper tuberculatum*), (b). Hojas de Cordoncillo.

Fuente: Aranda A., 2019.

Arbustos o árboles pequeños, 2–6 m de alto, heliófilos, profusamente ramificados; tallos verde pálidos, tuberculados, entrenudos 1.5–4.5 cm de largo; Hojas uniformes en forma y tamaño a lo largo de todos los ejes, asimétricas, elíptico-ovadas a oblongas u oblongo-lanceoladas, 6.5–11 cm de largo y 3.5–5 cm de ancho, Inflorescencias erectas en todos los estadios, amarillas o blancas en la antesis, verde pálidas en fruto, pedúnculo 1.1–2.2 cm de largo. Frutos ovoides, 0.8–1 mm de largo, obtusos, glabros, café cuando secos, observados de enero a agosto y de octubre a diciembre (Jacquin, 2009).

Frecuente, particularmente común en bosques secos, sabanas y zonas de manglares, ampliamente distribuida en todas las zonas del país; 0–1000 m. Recientemente Tebbs reduce *P. tuberculatum* como variedad de *P. arboreum* (Jacquin, 2009).

El nombre del epíteto alude a los diminutos tubérculos que ornamentan característicamente los tallos y pecíolos de la planta. Tiene usos agroforestales como cercas vivas, corredores riparios, cortinas rompevientos y delimitación de linderos; ecológicos: Apoyo en la dieta de poblaciones de avifauna silvestres, conservación de suelos, estabilización de cauces fluviales, protección de mantos acuíferos y restauración de yermos. Industriales: Se ha reportado el efecto biocida de los extractos de hojas e inflorescencias maduras sobre las larvas (en estadio III) del lepidóptero *Diatraea saccharalis* (barrenador de la caña de azúcar). También se reporta el efecto insecticida del extracto crudo de las inflorescencias maduras sobre larvas (en estadios II, III y adultos) de *Aedes aegypti* y *Anopheles pseudopunctipennis*. Adicionalmente extractos de las mismas partes han mostrado actividad antifúngica contra *Microsporum canis*, *M. gypseum* y *Trichophyton rubrum*. El aceite esencial obtenido de las hojas contiene hasta un 72,4% de dilapiol, por lo que su aceite representa una alternativa adicional para su obtención. Medicinales: Se dice que las hojas y las flores tienen propiedades antiflogísticas, desinfectantes y antifúngicas (UICN, 2015).

5.6.2. Chilamate (*Ficus spp*)



Figura 62. Árbol de Chilamate (*Ficus spp.*)
Fuente: Aranda A., 2019.

El género *Ficus* pertenece a la familia Moraceae. Los *Ficus* son plantas leñosas con formas muy variadas: arbustos, arbustos, árboles pequeños y árboles muy altos y grandes. Las raíces son muy extendidas, y las hojas son generalmente simples, alternas, completas o lobuladas. Las plantas pueden ser siempre verdes, con grandes estipulaciones que rodean el brote apical. Las plantas suelen ser monoicas, raras veces dioicas, con flores unisexuales, pequeñas, sin pétalos y nectarios, reunidas en inflorescencias en un recipiente cerrado. Después de la fertilización, el ovario se convierte en

un pequeño aceno, mientras que toda la inflorescencia se convierte en una fruta falsa llamada siconio (Gribaudo & Jona, 1991).

Ficus incluye 1000 o más especies, en su mayoría tropicales; varias son domesticadas y se utilizan generalmente como ornamentales (Gribaudo & Jona, 1991); las especies americanas de *Ficus* se encuentran en dos subgéneros. El subgénero *Pharmacosycea* se caracteriza por tener los higos solitarios en los nudos, 3 brácteas subyacentes al higo, el ostíolo a menudo con más de 3 escamas visibles, así como por ser árboles independientes que germinan en el suelo; el nombre común para los miembros de este grupo es "Chilamate". El otro subgénero, *Urostigma*, se caracteriza por tener los higos apareados en los nudos, o a veces, en manojos de hasta 9 higos, 2 brácteas basales subyacentes al higo (aunque a veces se parten y parecen 3 ó 4), el ostíolo del higo generalmente con 2 ó 3 escamas exteriores visibles (Linnaeus, 1753).

Los árboles *Ficus* son generalmente bastante robustos y no sufren demasiado por ataques parasitarios. Sin embargo, algunos ascomicetos pueden atacar las hojas (*Cercospora bolleana* y *Phyllosticta sycophila*) o frutas y ramas (*Botrytis cinerea* y *Phomopsis cinerascens*) de *Ficus carica*. El virus del mosaico del higo produce un típico Mosaico en hojas. Además, los insectos pueden atacar el higo común: algunos coleópteros roen Tronco y ramas, diversos insectos de escala son parásitos de ramas, tronco y a veces las hojas, mientras que las polillas y la mosca de la fruta mediterránea atacan las frutas. El *Ficus* ornamental puede ser atacado por insectos de escala y carros, mientras que Entre los moldes encontramos óxido y *Gleosporium elasticae* (Gribaudo & Jona, 1991).

Los árboles de *Ficus* son reconocidos por los ecólogos como piezas clave para el mantenimiento de los ecosistemas, dado que funcionan como verdaderas despensas, surtiendo de alimento a variadas especies de la fauna silvestre, como venados, pecaríes, monos, aves y peces, quienes se alimentan de sus higos. Estos árboles son reconocidos y

utilizados desde tiempos inmemoriales por su látex medicinal, que se ingiere en pequeñas dosis y es parte de la farmacopea tradicional amazónica, como medio eficaz para la eliminación de parásitos intestinales, muy frecuentes en la región. Entre otros potenciales adicionales, muchos *Ficus* son apreciados como árboles ornamentales, y se les observa como elemento frecuentemente propagado, característico por sus hojas siempre verdes (Cáceres & Rodríguez, 2010).

Las especies de *Ficus* deben producir higos durante todo el año para mantener sus poblaciones. Esta disponibilidad, permite que alimente al menos a 1,274 especies de aves y mamíferos en el mundo, funcionando como un recurso clave, particularmente en temporadas de escasez de frutos. Por lo anterior, se le considera como uno de los géneros de plantas más importantes para el mantenimiento de frugívoros (González, Cornejo & Ibarra, 2010).

5.6.3. Capulín (*Muntingia calabura*)



Figura 63. Hojas y flor de árbol de Capulín (*Muntingia calabura*).

Fuente: Aranda A.. 2019.

Árbol o arbusto pequeño, caducifolio, de 3 a 8 m (hasta 12 m) de altura, con un diámetro a la altura del pecho de hasta 20 cm. Copa estratificada ancha. Hojas simples, alternas, oblongo-lanceoladas, de 6 a 14 cm de largo por 2 a 4 cm de ancho, acuminadas, oblicuas en la base, con 3 a 5 nervios prominentes desde la base de la hoja, con el margen aserrado, verde claro en el haz y verde grisáceo en el envés; con pubescencia de pelos estrellados en ambas superficies (Vázquez, M., Muñoz, B., Silva, A., Díaz G. & Sánchez, D., 1999).

Flores blancas o cremosas; cálices con 5 sépalos separados, valvados, de 3,6-6,5 mm; corolas con 5 pétalos imbricados, de 7-10 mm (UICN, 2015). Baya carnosa, multilocular, elipsoide, jugosa y dulce, de 1 cm de diámetro y de color moreno rojizo oscuro; conteniendo numerosas semillas diminutas; son comestibles para humanos, pero no se explotan a nivel comercial. Las semillas son pardas, pesan aproximadamente entre 22.5 y 25.5 microgramos y miden 0.5 mm de largo superficies (Vázquez, M., Muñoz, B., Silva, A., Díaz G. & Sánchez, D., 1999).

Árboles hermafroditas, perennifolios o caducifolios; copa subdifusa, extendida, subglobosa, subreniforme o subpiramidal, a veces estratificada, con las ramas horizontales; troncos monopódicos, cilíndricos en sección transversal, sin contrafuertes; corteza externa pardo-grisácea, lisa, ligeramente fisurada UICN (2015). Se distinguen 3 clases florales en una misma planta: flor con pistilo largo y pocos estambres (<70 superficies) (Vázquez, M., Muñoz, B., Silva, A., Díaz G. & Sánchez, D., 1999).

Se distribuye desde México a Bolivia, Brasil y las Antillas; en Centroamérica (tierras bajas) y las Antillas Mayores. Se ha naturalizado en el sur de Asia (China y Malasia). En bosques húmedos, muy húmedos y secos; de 0-1200 (-2000) m. Flores y frutos observados todo el año (UICN, 2015; Vázquez, M., Muñoz, B., Silva, A., Díaz G. & Sánchez, D., 1999).

Tiene varios usos: Como árboles de sombra, árboles junto a caminos, cercas vivas y huertos familiares; ecológicos: Apoyo en la dieta de poblaciones de avifauna silvestre, estabilización de cauces fluviales, protección de mantos acuíferos, restauración de áreas degradadas (por ser una especie pionera tolerante a suelos empobrecidos); industriales: La corteza es fibrosa y se usa para la manufactura de cordeles, ropa y canastas. La madera se emplea en construcciones rurales, como pulpa para papel y como combustible (leña y carbón); adicionalmente los árboles de esta especie son idóneos para proyectos de melicultura y arboricultura; medicinales: La corteza y las hojas tienen propiedades emolientes. La infusión de las raíces y las flores se emplea para tratar afecciones estomacales y espasmos. El fruto tiene propiedades béquicas y se administra en casos de problemas broncopleurales. También se dice que es efectivo para tratar cuadros de amenorrea, diarrea y disentería (UICN, 2015).

5.6.4. Guarumo (*Cecropia peltata* L.)



Figura 64. Arbusto de Guarumo (*Cecropia peltata* L.)

Fuente: Aranda A., 2019.

Conocida popularmente como yagruma o guarumo en Cuba, es un árbol de 5–12 metros de altura compuesto de hojas palmeadas de colores característicos. Este árbol crece en toda la Isla además de las Antillas Mayores y en varias de las Menores. Las hojas son alternas, simples, palmatilobadas, peltadas de 25-90 cm, con 7-11 lóbulos, los márgenes enteros; con estípulas. Inflorescencias estaminadas espigas, de 2,5-8 cm, en grupos de 12-32, el pedúnculo común de 4-12 cm y los aquenios glabros y diminutos (Torres, G. *et al.*, 2006).

Árboles dioicos, perennifolios, mirmecófilos, con la copa difusa, con las ramas ascendentes y subverticiladas, los troncos cilíndricos en sección transversal, con los entrenudos fistulosos, con raíces adventicias. Corteza externa grisácea o blanquecina, lisa, con cicatrices anulares UICN (2015).

Las semillas suelen germinar entre los 25 y los 40 días posteriores a su establecimiento en el piso del bosque. Éstas se pueden almacenar en condiciones ambientales en el laboratorio manteniéndose viables hasta por 6 meses. Si se secan al aire y se conservan en condiciones ambientales pueden mantener su poder germinativo por 2 años. En el piso del bosque su viabilidad es de hasta 3 meses. UICN (2015).

Común en bosques secos en la zona pacífica, ocasional en las zonas norcentral y atlántica de Nicaragua; 0–1400 m; México, norte de Sudamérica y en Jamaica; florece durante todo el año, principalmente junio a octubre. Las pocas colecciones de esta especie que se han realizado en ambientes más húmedos presentan hojas más grandes y profundamente lobadas, las cuales son apenas discoloras; puede ser confundida cuando estéril con *C. obtusifolia*. (Linnaeus, 1753).

Tiene diferentes usos entre los que cabe mencionar: Agroforestales: como corredores riparios, forraje (hojas, infructescencias), huertos familiares, sistemas agroforestales cafetaleros; ecológicos: Apoyo en la dieta de poblaciones de avifauna silvestre, restauración de áreas degradadas; industriales: La corteza tiene fibras que se pueden emplear para fabricar cuerdas. La madera puede usarse para construir cajas para embalaje, tableros de contrachapados, cabos de cerillas, pulpa para papel y para elaborar carbón para pólvora. La madera de las raíces se puede usar para fabricar mangos de herramientas. Los troncos enteros se han utilizado para improvisar tuberías; medicinales: En medicina popular, se usa para combatir la bronquitis, el reumatismo y los problemas de la próstata, también para regular la tensión arterial y como abortivo. Adicionalmente se ha usado contra el asma, blenorragia, corea, diabetes, disentería, gonorrea, fiebre, gripe, hepatitis, herpes, hidropesía, llagas, mordeduras de serpiente, nerviosismo, obesidad, tos, verrugas; como astringente, cardiotónico, diurético y emenagogo (UICN, 2015).

Puede padecer algunos problemas de plagas en su follaje por *Historis odius*, *Colobura dirce* (lepidópteros de la Familia. *Nymphalidae*), y algunos escarabajos de la subfamilia Scolitidae atacan las bases de las hojas y nervaduras centrales.

5.6.5. Banano (*Musa spp*)



Figura 65. Plantas de *Musa spp*.

Fuente: Aranda A., 2019.

El género *Musa* actualmente está dividido en 5 secciones de las que la sección *Eumusa* comprende las dos especies, *Musa acuminata* Colla y *Musa balbisiana* Colla (representados por los genomas A y B respectivamente) que son las que dan origen a todos los plátanos partenocárpicos que hoy conocemos (Solís. A., 2007).

Es una planta herbácea perenne, monocotiledónea de talla gigantesca, pues pueden alcanzar entre los dos y los nueve metros de altura. Tienen un pseudotallo

o falso tronco (a veces incluso leñoso) que está formado por las vainas foliares que se superponen muy apretadas y en disposición espiral. El verdadero tallo es un órgano subterráneo que sólo sobresale del suelo en la época de floración, su anatomía es un tanto confusa ya que los autores Champion lo denomina bulbo; Simmonds indica que el mejor término botánico a aplicar es Cormo, siendo rizoma y bulbos incorrectos y Martín Prevel señala que tiene a la vez caracteres de rizoma y bulbo. Se trata de un importante órgano de almacenamiento, formado por un cilindro central rodeado de un cortex protector del que emergen las raíces, hojas, flores y los retoños (hijos) que continúen la vida de la planta (López J. & Pérez J., 2011; Solís, A., 2007).

La planta inicia su floración entre el octavo y noveno mes después de la plantación. La inflorescencia es bastante compleja; a lo largo del eje se hallan dispuestas en hélice, idéntica a la del sistema foliar, los espádices o brácteas de color rojo en el subgrupo (López J. & Pérez J., 2011; Solís, A., 2007).

Solís, A. (2007), describe las flores como hermafroditas, pero sólo las primeras que se dejan ver tras el repliegue de las brácteas de 6 a 15 manos normalmente, son de dominancia hembra y darán origen a los plátanos (también llamados dedos), las restantes son de dominancia masculina o intermedia. Por lo tanto, el alargamiento del eje floral o raquis como la diferenciación de las manos machos pueden continuar hasta la muerte de la planta (corte del racimo). En algunos cultivares las brácteas cubren las manos masculinas que permanecen adheridas al eje del racimo y no se caen, formando lo que comúnmente se le llama bellota; por razones fitosanitarias o para favorecer un mayor desarrollo de las manos restantes se corta la bellota dejando una sola mano masculina o eliminando alguna de las femeninas, dejando lo que se conoce como “fruto tira savia”. Poseen un polen pegajoso, sugiere la existencia de polinización animal en las especies silvestres.

Las características de las inflorescencias, con flores y frutos péndulos que se dirigen hacia arriba como en un acto reflejo, indica una adaptación a la polinización por murciélagos. En este sentido también abundan rasgos como la apertura nocturna de las flores y su olor típico, la accesibilidad al néctar y los colores apagados de las flores, expuestas libremente entre las hojas. Algunas especies de abejas y aves nectarívoras también pueden actuar como polinizadoras de *Musa*, mientras visitan las flores durante el día. E incluso un marsupial, el petauro del azúcar (*Petaurus breviceps*), ha jugado algún papel como polinizador (López J., & Pérez J., 2011).

Los frutos tienen un aroma y un sabor muy agradables, además de unas excelentes cualidades nutritivas gracias a su alto contenido en potasio y magnesio, que previenen los problemas musculares, además de hierro, fósforo y zinc en menores proporciones. Tanto la piel como la pulpa de las bananas contienen abundantes antioxidantes (vitaminas A, B, C y E, beta-caroteno, compuestos fenólicos) que previenen la liberación de radicales libres y ciertas enfermedades degenerativas, como cáncer, Alzheimer, Parkinson o desórdenes cardiovasculares (López J., & Pérez J., 2011).

Las mejores condiciones para el cultivo del plátano se sitúan entre los 15° de Latitud Norte y Sur del Ecuador, existen plantaciones comerciales muy rentables a latitudes cercanas a los 30° de latitud. La altitud de 0-1700 msnm localizándose las principales plantaciones comerciales debajo de los 500 msnm observando que a mayor altitud el ciclo vegetativo se retrasa un mes por cada 100 m de altitud. El rango de temperatura para las plantaciones es entre 18 y 24° C, con un óptimo de 28° C. Para una óptima emisión de hojas se requiere de una temperatura diurna-nocturna de 33/26° C y de 25/18° C para la producción de materia seca, de 21-25° C para la producción de hidratos de carbono (Solís A., 2007).

5.6.6. Tigüilote (*Cordia dentata*)



Figura 66. Hojas y frutos de Tigüilote (*Cordia dentata*).

Fuente: Aranda A., 2019.

Árbol o arbusto de 3 a 10 m de altura, tronco generalmente corto y doblado; corteza gris o pardo grisácea, muy fisurada, escamosa; las ramas son largas y extendidas; hojas de 3 a 10 cm de largo, 2-7 cm de ancho pecioladas, ovadas, ápice agudo o redondeado y algunas veces casi elípticas; inflorescencias en panículas, de aproximadamente 20 cm de ancho; flores amarillas pálidas a blancas, en forma de embudo de 1 cm de largo, con 5 lóbulos más anchos que largos, muy vistosas. Producen néctar y son polinizadas por abejas y otros insectos, el fruto es una drupa blanca, negra al secar, ovoide, 1-1.5 cm de largo, 0.6 cm de diámetro, blanco y

casi transparente cuando madura, es comido por aves, monos, murciélagos e iguanas, atraídas por la pulpa jugosa y muy dulce (Lascurain, A. & Niembro, A., 2010; Barrance *et al.*, 2003).

Presenta valores aceptables de proteína cruda en las hojas (hojas 16-20%) pero no en los tallos tiernos (7%). Al compararla con otras especies forrajeras la digestibilidad es baja (hojas 36%, tallos tiernos 25%) debido a un alto contenido de taninos. No se debe usar como dieta única, pues en caprinas la alimentación solamente con forraje de *C. dentata* provoca impactación del abomaso e incluso la muerte en algunos casos. En El Sauce (Nicaragua) se utilizan hojas secas, molidas a mano y mezcladas con sorgo para suplemento de proteína a gallinas. A cambio de la dieta tradicional de sorgo se notó un aumento en la producción diaria de huevos (Barrance *et al.*, 2003).

Tiene varios usos, entre los que cabe mencionarse: Agroforestales: Cercas vivas, corredores riparios, cortinas rompe vientos, delimitación de senderos, forraje (aunque no se recomienda como alimento único); ecológicos: Apoyo en la dieta de poblaciones de avifauna silvestres, conservación de suelos, estabilización de cauces fluviales, protección de mantos acuíferos, recuperación de áreas degradada; industriales: La madera se puede utilizar en construcción y carpintería en general, en traviesas para vías férreas, postes para cercas, mangos para herramientas y como combustible (leña). Los frutos son comestibles, el mucílago de la pulpa se emplea como adhesivo. Adicionalmente los árboles de esta especie se han empleado en proyectos de arboricultura; medicinales: El carbón de su madera se ha empleado en diversas preparaciones para corregir desordenes estomacales. Las hojas y las flores tienen propiedades emolientes. Las flores tienen propiedades diaforéticas (UICN, 2015).

Se reporta que las hojas son utilizadas en medicina tradicional como emolientes y las flores para la tos y como sudorífico. Los frutos de color blanco son dulces y comestibles, con un jugo mucilaginoso que se emplea como pegamento, se utiliza como repelente y para el tratamiento del sarampión. Según la literatura consultada, se tienen reportes sobre el uso etnobotánico de las flores y las hojas para tratar la tos, pero no del fruto; sin embargo, en la comunidad de Nacaome se reporta el uso de los frutos frescos como tratamiento para la tos y la fiebre (Núñez *et al.*, 2014).

5.6.7. Anesillo hoja ancha (*Piper umbellatum*)



Figura 67. Hojas de Anesillo hoja ancha (*Piper umbellatum*)

Fuente: Aranda A., 2019.

Plantas erectas, de tallos, pecíolos y hojas carnosas, herbáceas casi en todo, pero frecuentemente algo leñosas abajo, las ramas jóvenes densamente viloso-piloso. Hojas uniformes a lo largo de todos los ejes, simétricas, ampliamente ovadas, 13–24cm de largo y 16–35cm de ancho, ápice cortamente acuminado a obtuso, base equilátera, cordada, lobulada, los lóbulos divergentes y más cortos que el pecíolo, pelúcido-punteadas en ambas superficies, verde opacas palminervias, grandes, delgadas, flácidas, ovado-orbiculares. La planta es ligeramente aromática (Hanan, A. & Mondragón, P., 2009).

Las flores diminutas, sin cáliz ni corola, solitarias, en la axila de una bráctea peltada; estambres 2, anteras más largas que el filamento; ovario súpero con 3 estigmas sésiles y recurvados. Inflorescencias cortamente pedunculadas, umbeladas al final de un corto pedúnculo axilar, estambres dos, estigmas tres, estilos ausentes, recurvados. Frutos pequeños (Hanan, A. & Mondragón, P., 2009).

Florece y fructifica durante todo el año, principalmente en septiembre y octubre. Las plantas individuales también florecen y fructifican continuamente, a partir de una altura de aproximadamente 50 cm (Hanan, A. & Mondragón, P., 2009).

Arbusto muy común y ampliamente extendido en comunidades secundarias, bosques o matorrales húmedos o lluviosos; frecuentemente crecen en sitios parcialmente expuestos, generalmente en remanentes de bosques nublados o premontanos y en bosques de crecimiento secundario (Hanan, A. & Mondragón, P., 2009).

Las hojas tienen un sabor característico y se utilizan como saborizante de ciertos platillos; en algunas partes de América Central, el jugo del follaje se unta sobre la piel para prevenir el ataque de chinches. De otras regiones se reportan otros usos como repelente de insectos. También tiene usos medicinales, sobre todo como antiinflamatorio (Santay, N. & Ibarra, L., 2014).

Tiene varios usos medicinales, entre los que cabe mencionar las hojas que se utilizan para limpieza de la piel, esto previene el ataque de ácaros o pequeñas garrapatas. Además, se reporta que el caldo hecho de jutes o caracoles y hojas lo utilizan para incrementar el flujo de la. También son utilizadas para el tratamiento de cólicos, flatulencia, fiebre, enfermedades relacionadas con el aparato reproductor femenino, laxante, malaria, granos, enfermedades psiquiátricas (calmante), quemaduras, sanar heridas, raspones, esguinces, irritaciones de la piel, diarrea, acelerar el parto, dolor de cuerpo (Santay, N. & Ibarra, L., 2014).

La corteza se ha utilizado como diurético y depresor del sistema nervioso. La raíz es afrodisiaca, utilizada junto con *Hyptis pectinata* (L.), acelera la expulsión de la placenta. Se utiliza para el tratamiento de desórdenes hepáticos, diarrea, epilepsia y es antiinflamatorio. Se reporta que es antiinflamatorio, analgésico local, antipasmódico y refrescante para los problemas hepáticos (Hanan, A. & Mondragón, P., 2009).

CAPÍTULO VI

Manejo reproductivo del Tapir

Los machos alcanzan la madurez sexual a los 4 años y las hembras a los 3- 3 ½ años. En vida silvestre, ocasionalmente se observan a las crías hasta uno y dos años de edad en compañía de sus madres (Sacasa, 2017).

Los machos adultos tienen un escroto pequeño y penduloso, los testículos están localizados cerca al perineo. Para orinar mueven la extremidad del pene hacia atrás para enviar la orina lejos. La uretra del tapir termina con una prominencia pequeña en la parte inferior del glande. Teniendo en cuenta a la morfología del pene en erección, se podría deducir que la eyaculación ocurre dentro del útero (Rick *et al.*, 2013).



Figura 68. Órganos genitales externos del macho de *T. bairdii*.

Fuente: Aranda A., 2019.

Las hembras tienen un par de glándulas mamarias en el área inguinal y el útero presenta dos cuernos, la placenta epitelicorial. La mucosa vaginal produce una secreción lipídica que ocasiona la adherencia de los labios vulvares, no solamente aislando la cavidad del medio externo, sino también protegiendo cuando el animal está en el agua (Hernández *et al.*, 2007).

El ciclo del Tapir es difícil de determinar. En general las hembras son poliéstricas anuales y el estro dura en general 1-4 días y es repetido cada 28 a 32 días o más. El estro fértil es posible 18-22 días posparto (Hernández *et al.*, 2007).



Figura 69. Órganos genitales externos de la hembra de *T. bairdii*.

Fuente: Aranda A., 2019.

6.1. Selección del padrote y reproductora

Se toma en cuenta tanto para machos como hembras estado nutricional, la cual es un factor muy importante que determina la condición de salud de los ejemplares, ambos deben tener buenos aplomos, buen peso, sin lesiones en las extremidades, columna y no tenga alteraciones morfológicas (Sacasa, 2017).



Figura 70. Ejemplar de padrote de *Tapirus bairdii*.

Fuente: Aranda A., 2019.



Figura 71. Ejemplar de reproductora de *Tapirus bairdii*.

Fuente: Sacasa E., 2015.

6.2.Determinación del celo

Se realiza por las características físicas de los órganos externos del aparato reproductor: edematización de la vulva, secreción vulvar, receptividad ante la cercanía del macho cuando intenta montarla, vocalizaciones (Sacasa, 2017).



Figura 72. Hembra de *T. bairdii* en celo. Se observa al macho olfateando la vulva de la hembra.

Fuente: Aranda A., 2019.



Figura 73. Vulva con secreciones blanquecinas características del celo en la hembra.

Fuente: Aranda A., 2019.

6.3.Monta

Una vez que la hembra se encuentra en celo y se encuentra con el macho tienen un cortejo en donde el macho huele las partes genitales de la hembra detectando las feromonas y sintiéndose estimulado, también pueden haber pequeños mordiscos en los miembros posteriores; cuando la hembra está receptiva no pone ninguna resistencia y permite este tipo de cercanía de parte del macho, si esta se aparta, el macho empieza a perseguirla y ambos emitiendo vocalizaciones frecuentes, finalmente la hembra cede y el macho la monta. La cópula se puede dar tanto en el agua como en la tierra siendo la más frecuente esta última, se ha observado que este proceso tiene una duración de 8 minutos. Una vez realizado este acto, se registra con el fin de obtener una fecha probable de parto (Sacasa, 2017).



Figura 74. Tapir macho intentando montar a la hembra. Se observa receptividad por parte de la hembra hacia el macho.

Fuente: Sacasa E., 2019.



Figura 75. Cópula de una pareja de tapires.

Fuente: Sacasa E., 2019.

6.4. Gestación

6.4.1. Diagnóstico

Para el diagnóstico de la gestación, se pueden realizar mediante muestras de serología colectadas por medio de radioinmunoensayo para la detección de metabolitos hormonales al menos una vez por semana para observar las fluctuaciones de los niveles de progesterona (Hernández *et al.*, 2007). Las muestras más fáciles de recolectar son saliva y orina, bajo medios de condicionamiento o entrenamiento para la recolección de las mismas; sin embargo, este tipo de estudio no se ha aplicado en el país. El uso del ultrasonido es el más efectivo, en caso que no se cuente con este equipo, se basa en el control de la monta (día, fecha y hora) y los cambios morfológicos y fisiológicos evidentes como la ausencia de celo, secreciones vulvares al final de la gestación, se ha observado también que ya avanzada la gestación la hembra se nota un poco aumentada de peso, los flancos un poco ensanchados y en el último periodo se observa agrandamiento evidente de las mamas, secreción o expulsión de calostro (Sacasa, 2017).



Figura 76. Hembra tapir con 12 de gestación. Se observa abdomen agrandado y ensanchamiento de los flancos.
Fuente: Sacasa E., 2018.



Figura 77. Feto de *T. bairdii* de tres meses y medio.
Fuente: Sacasa E., 2014.

6.4.2. Periodo de gestación y cuidados a tomar en cuenta

La gestación tiene una duración aproximada de 400 días y la hembra da a luz a una sola cría, las madres primerizas pueden adelantar o retrasar el parto algunos días. La hembra puede estar gestada y puede convivir con el macho sin inconvenientes, aunque esto va en dependencia del comportamiento del macho; en el último periodo de la gestación, alrededor de 3 meses antes del parto se separa a la hembra del macho para evitar agresiones a la hembra y a la cría por parte de éste (Sacasa, 2017).



Figura 78. Hembra gestada dentro del refugio semanas antes del parto.

Fuente: Aranda A., 2018.

Se brinda siempre una buena alimentación, que garantice el mantenimiento de un buen peso de la hembra, para que de esta forma se eviten lesiones; cuando hay sobrepeso hay afectaciones en la columna, las articulaciones de las extremidades y puede representar un riesgo en la salud tanto en la madre como en la cría, la buena alimentación aparte de mantener el peso adecuado de la hembra, garantiza un buen desarrollo de la cría y por ende una gestación tranquila y sin complicaciones. Se puede aplicar vitaminas antes del parto, se debe garantizar suministro de agua limpia y fresca, observar durante el periodo el comportamiento de la hembra, así como del macho, mantener un ambiente tranquilo, sin perturbaciones e ir observando los cambios morfológicos al final de su gestación para ir preparando el refugio (Sacasa, 2017).

6.5.Determinación de la fecha probable de parto

La fecha probable de parto se determina siempre sacando la cuenta a partir del día en que se observó la cópula entre los tapires, siempre tomando en cuenta si la madre es primeriza, o ya lleva más de un parto se estima que puede adelantarse (en caso de primerizas) o atrasarse (Sacasa, 2017).

6.6.Preparación del refugio

Al acercarse el parto, la hembra empieza a mostrar cambios físicos que indican que está próxima a parir, como son: inflamación de la vulva, las mamas empiezan a agrandarse y se observa expulsión de calostro; cuando se presentan estos cambios se debe preparar el refugio el cual debe contener una cama de zacate para evitar que la cría se golpee cuando nazca, o también puede ser de alfombra de goma, el comedero y bebedero debe estar siempre limpio; cabe destacar que el bebedero debe mantenerse sin agua por lo menos la primer semana para evitar que la cría se introduzca dentro del mismo y prevenir cualquier enfermedad en esa semana, el suministro de agua a la madre se le dará fuera del refugio. Es necesario instalar cámaras de vigilancia para monitorear a la hembra y a la cría cuando esta nazca (Sacasa, 2017).

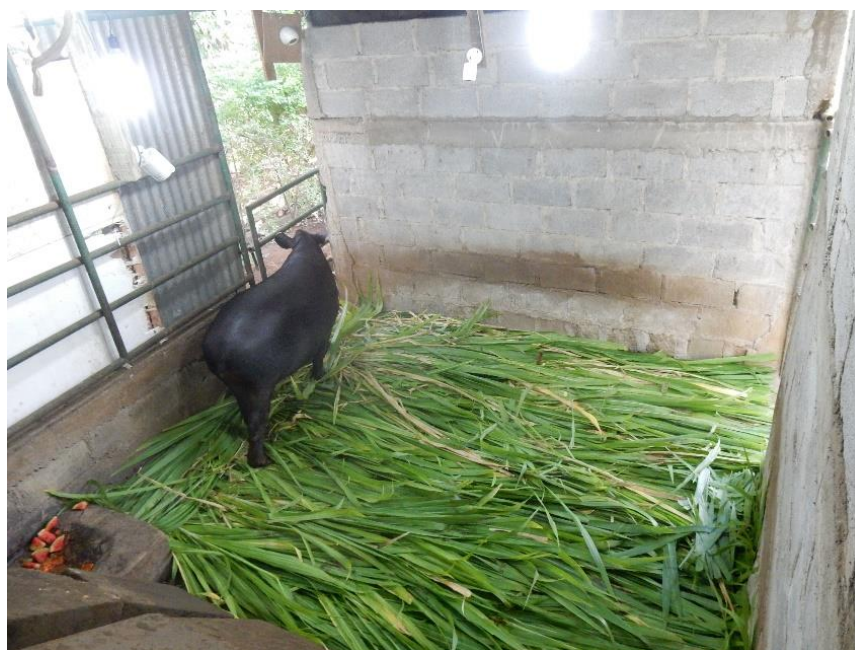


Figura 79. Preparación del refugio.

Se observa la cama de pasto y cámaras de monitoreo en diferentes ángulos.

Fuente: Aranda A., 2018.

6.7.Parto y amamantamiento.

Horas antes del parto, la hembra manifiesta algunos cambios conductuales como lo son inquietud, se observa que camina agitada, puede haber vocalizaciones, la vulva está agrandada y con secreciones, las mamas inflamadas; todo esto también se va monitoreando con las cámaras dentro del refugio. El parto de los tapires es un proceso rápido y sin mayores complicaciones; desde que sale la bolsa y esta se rompe hay una duración de 36 segundos, la expulsión del feto o la cría dura 1 minuto y 16 segundos; la posición de la hembra al parir

por lo general es de pie, raramente lo hace en decúbito lateral, la posición de la cría al nacer es como todos los mamíferos, primero sale su cabeza, aunque raramente pueden nacer con las extremidades posteriores saliendo primero, por lo que se considera un parto distócico, aunque no conlleve grandes complicaciones. La expulsión de la placenta se da a los 16 minutos, luego la hembra empieza a ingerirla, proceso que dura 23 minutos (Sacasa, 2017).

Una vez ingerida la placenta, la madre empieza a secar a la cría durando este proceso 20 minutos; cabe recordar que este proceso estimula el sistema cardiovascular de la cría, así mismo estimula a la cría y para la ingestión del calostro, reforzamiento del nexo madre-cría. Una vez seca la cría, esta se pone de pie y da sus primeros pasos e inicia a ingerir por primera vez el calostro, durando este proceso 19 minutos. La cría desde que nace e inicia su primer amamantamiento dura una hora y quince minutos y la duración de su primer amamantamiento es de 13 minutos con intervalos de hasta 12 veces por día (Sacasa, 2017).



Figura 80. Hembra gestada con síntomas de parto.

(a) Se observa las secreciones vulvares, (b) Glándulas mamarias agrandadas y con expulsión de calostro.

Fuente: Sacasa E., 2018.



Figura 81. Salida de calostro.

(a) Salida de calostro mediante prueba de campo, (b) Glándulas mamarias cargadas de leche horas antes del parto.

Fuente: Sacasa E., 2018.

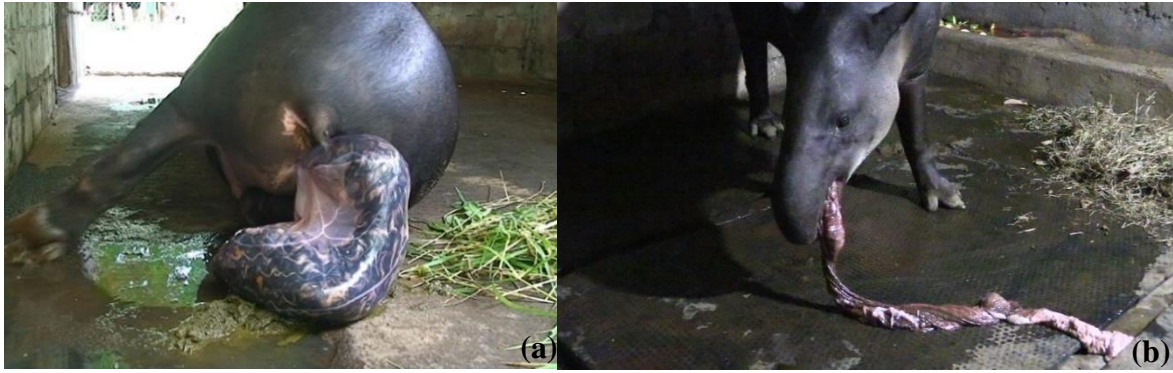


Figura 82. (a) Parto en posición decúbito lateral, (b) Ingiriendo la placenta.
Fuente: Sacasa E., 2017.



Figura 83. Madre secando a su cría.
Fuente: Sacasa E., 2017.



Figura 84. Primer amamantamiento.
(a) Cría en su primer día de nacida, (b) Cría con cuatro meses y medios.
Fuente: Sacasa E., 2018.

Con respecto al amamantamiento, Aranda y Alemán (2019), realizaron un estudio para saber la composición de la leche del tapir centroamericano; aún no se sabe la influencia o relación que tiene ésta sobre el rápido desarrollo e incremento de peso de las crías de tapir, puesto que hay que valorar los cambios de composición de la misma durante las diferentes etapas de

lactación, así como la influencia de los alimentos, frecuencia y cantidad de éstos que la cría va ingiriendo durante su crecimiento. La metodología utilizada fue el ordeño manual a una de las dantas que tienen cría actualmente y luego se transportó la muestra en un termo con hielo para conservarla y analizarla lo más pronto posible. Expuesto el punto anterior, en el estudio se determinó que la leche de la danta o tapir centroamericano durante el primer y segundo mes de lactación es rica en proteínas siendo éstas de 5.41% de acuerdo al Método de Kjeldahl, las grasas fueron evaluadas por medio del Método Babcock dando como resultado 3.1%, pH 7.33, prueba de acidez mediante el método cuantitativo 0.1%, humedad mediante el método gravimétrico 84.93%, sólidos totales 14.06%, cenizas: 0.87%.

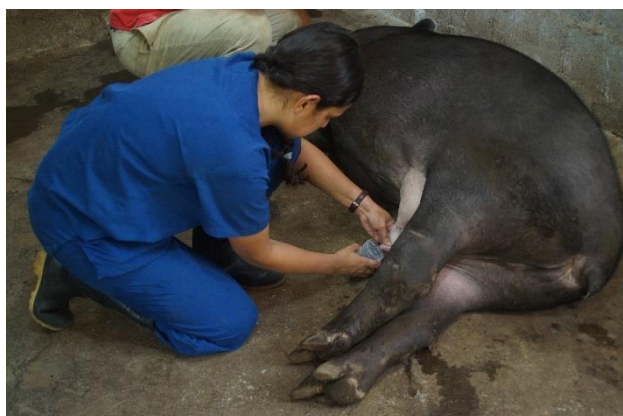


Figura 85. Ordeño a hembra de *T. bairdii* con un mes de lactación.

Fuente: Aranda A., 2019.



Figura 86. Muestra obtenida durante el ordeño.
Fuente: Aranda A., 2019.

Método de Kjeldahl para análisis de proteína en leche.

Comprende 3 procesos:

Digestión: Primero se pesa la muestra en una balanza analítica; la cantidad a utilizarse es de 1ml, en el ensayo se realizaron 7 muestras para el análisis. Se añade catalizador a base de Sulfato de Potasio y Sulfato de Cobre (K_2SO_4 y $CuSO_4 + 5 H_2O$); se le agrega 5ml de Ácido Sulfúrico (H_2SO_4); se mete en el digestor durante una hora a $420^{\circ}C$; una vez transcurrido el tiempo, se enfría durante 30 minutos.



Figura 87. Pesaje de la muestra.
Se pesa la muestra para el análisis de proteínas por el Método de Kjeldahl.
Fuente: Aranda A., Alemán G., 2019.



Figura 88. Agregando catalizador.
Fuente: Aranda A., Alemán G., 2019.



Figura 89. Agregando ácido sulfúrico.
Fuente: Aranda A., Alemán G., 2019.



Figura 90. Muestra en el digestor.
Fuente: Aranda A., Alemán G., 2019.

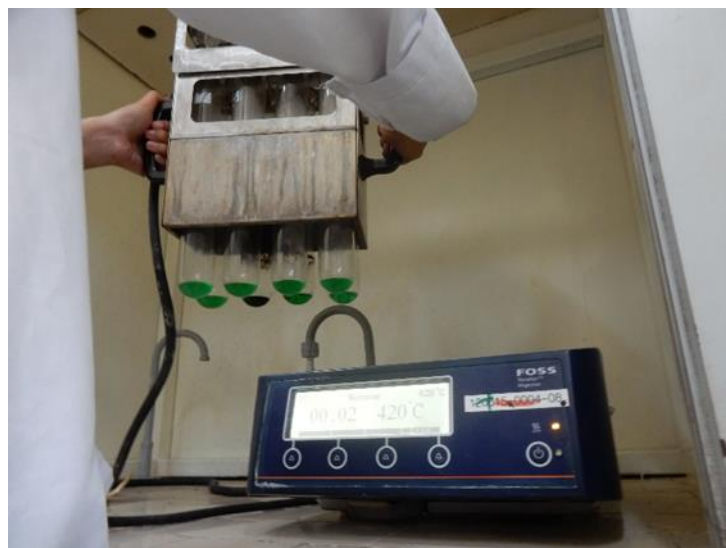


Figura 91. Muestra de leche después de una hora en el digestor.
Resultado de la muestra después de una hora procesada en el digestor.
Fuente: Aranda A., Alemán G., 2019.

Destilación: Se añade a cada muestra 50ml de agua destilada y 60 ml de Hidróxido de Sodio + 25 ml del indicador (Ácido bórico + Verde cresol + Rojo de Metilo), este proceso tiene una duración de 6 minutos.



Figura 92. Muestra en el destilador.
Fuente: Aranda A., Alemán G., 2019.



Figura 93. Muestra procesada en el destilador.
Fuente: Aranda A., Alemán G., 2019.

Titulación: A cada muestra se le va agregando Ácido Sulfúrico a una concentración de uno por ciento hasta que la muestra cambie a un color rosa pálido.



Figura 94. Agregando ácido sulfúrico al 1%.

Fuente: Aranda A., Alemán G., 2019.



Figura 95. Muestra titulada.

Fuente: Aranda A., Alemán G., 2019.

Análisis de grasa mediante el Método Babcock

Se coloca la muestra de leche en el butirómetro y se le agrega 17.5ml de Ácido Sulfúrico. Luego se centrifuga la leche durante cinco minutos a centrifugado; se agrega agua caliente a 60°C y se vuelve a centrifugar, durante 3 minutos a la 70-80 revoluciones por minuto.



Figura 96. Midiendo la muestra.

Se introduce 17.1ml de leche en el butirómetro.

Fuente: Aranda A., Alemán G., 2019.



Figura 97. Agregando ácido sulfúrico.

Fuente: Aranda A., Alemán G., 2019.



Figura 98. Muestra de leche con ácido sulfúrico.
Fuente: Aranda A., Alemán G., 2019.



Figura 99. Centrifugado.
Fuente: Aranda A., Alemán G., 2019.



Figura 100. Resultado de la prueba.
Resultado final de la muestra de leche con el Método de Babcock para determinación de grasa. Se observa la capa de grasa en la parte graduada del butirómetro que es lo cuya cifra indica el porcentaje de grasa de la muestra.
Fuente: Aranda A., Alemán G., 2019.

Para medir la prueba de acidez por medio del método cuantitativo, se agregan 4 gotas de fenolftaleína y luego se titula con Hidróxido de Sodio, hasta que la leche cambie de color a un rosa pálido; se observa la ligera coloración rosa pálido y el tester para hacer la comparación del cambio de color.



Figura 101. Prueba de acidez por el método cuantitativo.
Se observa el procedimiento de titulación para obtener el resultado de la prueba.
Fuente: Aranda A, Alemán G., 2019.



Figura 102. Resultado de la prueba de acidez.
Se observa que la muestra adquiere una coloración rosa pálida.
Fuente: Aranda A., Alemán G., 2019.

La prueba de reductasa se realizó por el método indirecto para determinación de la calidad higiénica de la leche, se observa la coloración azul de la leche tras 5 horas de espera, el cual indica que la muestra tiene menos de 500,000 microorganismos por mililitro.

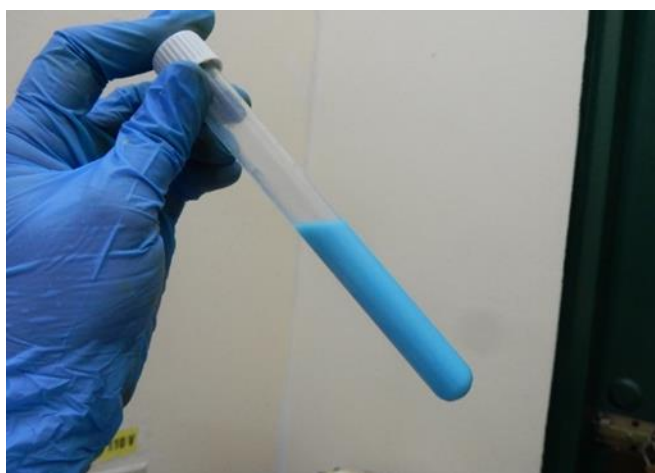


Figura 103. Resultado de la prueba de reductasa.
Se observa que la muestra conservó el color azul después de cinco horas.
Fuente: Aranda A., Alemán G., 2019.

Prueba de humedad mediante el Método Gravimétrico en donde se pone a “secar” la muestra en un horno de convección a una temperatura de 105°C durante 3 horas, luego, se coloca la muestra en un desecador para su posterior pesaje; esta prueba se puede realizar en conjunto con la prueba para calcular el porcentaje de cenizas, se introduce la muestra en una mufla a 600°C durante 3 horas; se coloca la muestra en el desecador, después de 3 horas, se observa que cambió de color café a un color blanco; se pesa la muestra.



Figura 104. Determinación de humedad mediante el Método Gravimétrico.

Se observa la muestra de leche en el horno, donde se secará 3 horas para luego determinar el porcentaje de humedad.

Fuente: Aranda A. Alemán G., 2019.

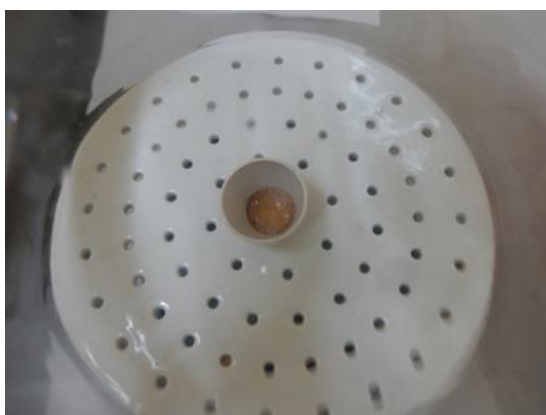


Figura 105. Muestra de leche.

Muestra de leche en el desecador después de tres horas en el horno.

Fuente: Aranda A., Alemán G., 2019.



Figura 106. Muestra de leche en la mufla para determinación de cenizas.

Fuente: Aranda A., Alemán G., 2019.



Figura 107. Determinación de cenizas.
Resultado final de la muestra para determinación de porcentaje de cenizas.
Fuente: Aranda A., Alemán G., 2019.



Figura 108. Medición de pH.
Fuente: Aranda A., Alemán G., 2019.

6.8.Crianza artificial

Se realiza la crianza artificial en casos de rechazo de la madre hacia la cría; cuando se presenta esta situación, se puede recurrir a darle leche de cabra a la cría; los altos contenidos de proteína y grasa en la leche de cabra no han provocado afectaciones en el desarrollo de las crías de tapires. Cuando coinciden dos Tapires paridas y una de ellas no quieren amamantar a la cría, se puede ordeñar a la otra y darle en un biberón a la cría rechazada teniendo éxito en dicha crianza artificial (Sacasa, 2017).



Figura 109. Crianza artificial.

Se observa una cría de tapir alimentándose de leche de cabra.

Fuente: Sacasa E., 2014.



Figura 110. Ordeño a tapir para alimentación de cría huérfana.

Fuente: Sacasa E., 2017, Aranda A., 2019.

6.9. Monitoreo de la cría

El monitoreo de la cría es una actividad importante en la crianza de tapires en cautiverio ya que es un método de control del desarrollo y salud del mismo, también es una herramienta útil que permite observar día a día el crecimiento y cambios anatómicos y morfológicos del tapir desde que nace hasta que se desteta y se separa de la madre.

Este monitoreo se realiza por medio de cámaras instaladas en el refugio para observar el comportamiento de la madre y la cría durante la noche y el día, así mismo, también se monitorea el amamantamiento de la cría, cantidad de veces que amamantó e intervalo entre cada amamantamiento, Sacasa, E. (2017).



Figura 111. Monitor de las cámaras de vigilancia.

Se observa la cantidad de cámaras instaladas en el refugio mostrando los diferentes ángulos para una buena observación de los amamantamientos de la cría, así como actividad diaria de ambos tapires (madre y cría).

Fuente: Sacasa E., 2017.

Por cada nacimiento de cada tapir se realiza una ficha de nacimiento en donde se toman datos como el nombre común, identificación, fecha de nacimiento, nombre e identificación del padre y la madre, temperatura, peso, longitud, altura, largo de la cola, largo de la trompa, largo de la oreja. Todos estos datos se toman una vez a la semana durante 1 año para observar el crecimiento y desarrollo del tapir, luego se continúa cada 3 meses hasta llegar a los 3 años.

Durante los primeros 30 días la cría permanece junto a su madre en el refugio, referente a los baños, se ha observado que hay crías que a los 5 días se introducen a la pila de agua para bañarse teniendo siempre abierta la puerta para salir al exterior, en cambio, cuando se les da acceso libre al exterior, se ha observado que la madre introduce a la cría al agua a los 4-6 días, con el nivel de la misma un poco bajo, en otras crías, se ha observado que se introducen al agua a los 8 y 10 días.

ZOO NICARAGUA
FORMATO DE FICHA DE NACIMIENTO

Fecha de nacimiento:

Hora:

Nombre del padre:

Nombre de la madre:

Peso al nacer (lb):

Altura (cm):

Largo de la cola (cm):

Largo de la trompa (cm):

Largo de la oreja (cm):

Longitud (cm):

Observaciones generales:

6.9.1. Peso

El peso del tapir al nacer oscila entre las 18 y 21 libras, al llegar al año, el tapir llega a pesar hasta 385 libras. Durante el monitoreo y control de su peso durante un año, se puede observar variaciones tanto de aumento como descenso que van relacionados con los cambios de hábitos alimenticios. A las 3 y 4 semanas inician a comer una variedad tanto de frutas como de hojas. A medida que el tapir se va adaptando al consumo de frutas, hojas y concentrado, va disminuyendo la frecuencia del amamantamiento lo cual va influyendo en el peso (Sacasa, 2017).

Las formas de tomar el peso en los tapires varían en dependencia de la edad y comportamiento del mismo; para crías en edad neonato, se puede pesar sin necesidad de trampa, dejando que el ejemplar se mantenga parado únicamente en la báscula, también pueden haber casos en los que se tenga que tomar el peso con trampa con ejemplares muy jóvenes (desde neonatos) ya que pueden no acostumbrarse a la actividad y mostrarse siempre inquietos al momento de realizarla; a medida que crecen se puede ir condicionando a la cría para que realice esta actividad sin problemas, es decir, que se suba a la báscula y se mantenga en la misma hasta obtener el dato del peso, los tapires en edad juvenil que presenten un comportamiento inquieto y no se pueda manejar a la cría, se utiliza una trampa y en ejemplares adultos se usa siempre la trampa debido a su tamaño. En el caso que se utilicen las trampas para el pesaje, la obtención del peso se calcula a partir de la diferencia del peso total del animal enjaulado y la trampa vacía (Sacasa, 2017).



Figura 112. Pesaje sin trampa en cría de tapir.
(a) Un día de nacido, (b) Cuatro meses de edad.

Fuente: Sacasa E., 2018, Aranda A., 2019.



Figura 113. Pesaje con trampa.
(a). Juvenil de siete meses, **(b).** Adulto.
 Fuente: Aranda A., 2019.

6.9.2. Medidas corporales

Se toman datos de las medidas corporales para analizar el desarrollo y crecimiento del tapir, y observar cualquier cambio en la misma que pueda indicar que hay una alteración en su estado de salud. Las medidas corporales que menos diferencias presentan durante su crecimiento son las orejas y la cola (Sacasa, 2017).



Figura 114. Toma de temperatura corporal.
(a) Cría de un día de nacida, **(b)** Dos meses de edad.
 Fuente: Sacasa E., 2018 (a), 2016 (b).



Figura 115. Toma de medida del largo de la cola.
Fuente: Sacasa E., 2018.



Figura 116. Toma de medida de la oreja.
Fuente: Sacasa E., 2018, Aranda A., 2019.



Figura 117. Toma de medida de la oreja en tapir adulto.

Fuente: Sacasa E., 2018



Figura 118. Toma de medida de la trompa.

Fuente: Sacasa E., 2018.



Figura 119. Toma de medida de longitud corporal en una cría de 1 día de nacida.
Fuente: Sacasa E., 2018.



Figura 120. Toma de medida de longitud corporal en tapir adulto.
Fuente: Sacasa E., 2018.



Figura 121. Toma de medida de altura.

(a) Un día de nacida, **(b)** Tres meses de edad, **(c)** Adulto.

Fuente: Sacasa E., 2018.

6.10. Cambios anatómicos y morfológicos en las distintas etapas fisiológicas

Durante su crecimiento, el tapir presenta distintos cambios anatómicos que incluyen la coloración del pelaje y dentición principalmente. La clasificación según la etapa de vida del tapir es la siguiente: Desde su nacimiento hasta los 5 meses es considerado una cría, de los 6 meses a los 18 meses es un juvenil, de los 18 meses en adelante es considerado un adulto y de los 3 a los 4 años (3- 3 ½ años para la hembra, 4 años para el macho) es considerado reproductor ya que es la edad en la que llegan a la madurez sexual (Sacasa, 2017).

Al nacer, como se había mencionado al inicio, la cría de tapir tiene un pelaje de coloración café con rayas blancas a lo largo de su cuerpo que en la naturaleza le ayuda a camuflarse y confundir a los depredadores. A los 3 meses de edad inician el proceso de ir cambiando la coloración de su pelaje, teniendo a los 7- 8 meses el color de un tapir adulto (Sacasa, 2017).

Con respecto a su dentición, inician a salir a las 2 semanas de vida, siendo los primeros los incisivos, tanto superiores como inferiores, a las 4 semanas aparecen sus primeros molares, a la 5ta semana sus premolares, y 6ta semana el tercer incisivo tanto del lado izquierdo como el derecho (Sacasa, 2017).



Figura 122. Manchas en la cría de tapir.

(a) Un día de nacida, (b) Manchas en el dorso a los 15 días.

Fuente: Sacasa E., 2018.

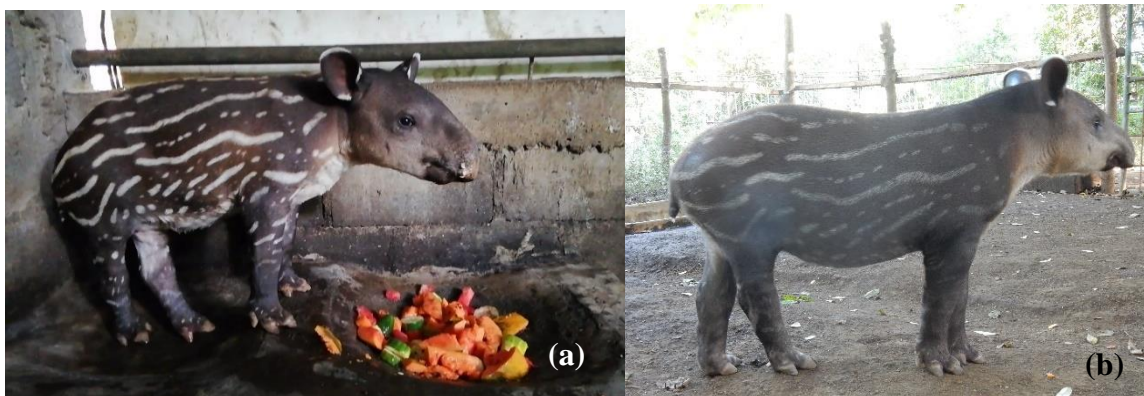


Figura 123. Manchas del tapir.
(a) Manchas del tapir a los dos meses de edad, **(b)** Tres meses de edad.
 Fuente: Aranda A., 2019.



Figura 124. Cría de tapir a los cinco meses de edad.
 Fuente: Aranda A., 2019.



Figura 125. Dentición del tapir.
(a)Incisivos a las dos semanas de vida, **(b)** Tercer incisivo, **(c)** Premolares, cuarta semana,
(d) Dentadura de un tapir adulto.
 Fuente: Sacasa E., 2014.

CAPÍTULO VII

Manejo sanitario

El manejo zoosanitario es un requisito elemental que se debe mantener durante la vida del tapir para que este goce siempre de un estado de salud óptimo, así como para evitar el contagio entre las mismas especies.

7.1.1. Desparasitaciones

Se maneja un calendario de desparasitación de cada 3 a 4 meses, usando productos que contienen Ivermectina, Prazicuantel y Abamectina. Los parásitos más comunes encontrados en Tapires en cautiverio son: Estróngilos, y Ascaris (Sacasa, 2017).

7.1.2. Vacunaciones

Las vacunaciones en Tapires son muy pocas utilizadas en los Zoológicos. En Europa, Asia y Estados Unidos, por general la más usada es contra la Encefalitis Equina y Tétano (Hernández *et al.*, 2007). En Nicaragua, no existen reportes de enfermedades víricas tanto en vida silvestre, como en ejemplares en cautiverio a nivel de zoológicos (Sacasa, 2017).

7.1.3. Vitaminaciones

Se maneja un calendario de vitaminaciones cada 6 meses o cuando lo amerite, usando vitaminas del Complejo B. La vía de administración que más se usa es la intramuscular profunda (Sacasa, 2017).

7.2. Enfermedades y padecimientos

7.2.1. Enfermedades parasitarias

Estróngilos

Son nemátodos pertenecientes al orden Strongylida, superfamilia Strongyloidea, familia Strongylidae, a su vez encontramos dos subfamilias la Strongylinae o conocida también como “grandes estróngilos” y la Cyathostominae o “pequeños estróngilos”. Causan strongilosis. Sinónimos: triconemosis, ciatostominosis, (Rodríguez, M., 2011).

Grandes Estróngilos

En los caballos, los grandes estróngilos son parásitos frecuentes del intestino grueso, desde donde las larvas efectúan migraciones complejas a todo el organismo y son responsables de problemas variados y a menudo graves, tales como el cólico tromboembólico el cual puede causar la muerte. Los potrillos son particularmente sensibles a este parásito (Rodríguez, M., 2011).

Entre las 3 especies principales de grandes estróngilos del caballo están:

***Strongylus vulgaris*:**

Es el más patógeno y más frecuente, su larva es la responsable de arteritis parasitarias.

Se localiza a nivel de intestino grueso de equinos. El macho mide 14-16 mm de longitud, y la hembra de 20-24 mm.

Las larvas de *Strongylus vulgaris* mudan en intestino y penetran la mucosa, algunas pasan a vasos sanguíneos y otras emigran entre la capa muscular y serosa llegando a nódulos linfáticos. Las larvas que llegan a la linfa y al hígado mueren y sólo las que se llegan a vasos sanguíneos continúan su desarrollo. Penetran activamente las arteriolas del intestino llegan a arterias y en el lumen de la arteria forma un trombo, crecen y alcanzan una longitud de 2cm. En este sitio hay otra muda. Luego es arrastrada por la sangre a las ramas de la arteria intestinal, más frecuente al colon. Los aneurismas se encuentran frecuentemente en la arteria ileocecal (Rodríguez, M., 2011).

De la arteria penetran en la pared intestinal donde permanecen 3-4 semanas. Un proceso degenerativo ocurre en la pared intestinal que permite que las larvas salgan gradualmente de la submucosa a la luz intestinal donde llegan a su madurez sexual (Rodríguez, M., 2011).

Strongylus edentatus

Se localiza a nivel de intestino grueso de equinos. El macho mide 23-28 mm de longitud, y la hembra de 33-34 mm. Las larvas de *Strongylus edentatus* migran por los pliegues del mesenterio y del peritoneo, crecen y llegan a medir de 3-4 cm. Luego regresan a la luz intestinal, permanecen en la pared intestinal entre la capa muscular y mucosa. Luego que emerge llega a la madurez sexual entre 6-14 días (Rodríguez, M., 2011).

Strongylus equinus

Se localiza a nivel de ciego y colon de equinos. El macho mide 26-35 mm de longitud, y la hembra de 38-47 mm. Las larvas de *Strongylus equinus*, después de la muda en el intestino, penetran en la mucosa formando nódulos. De los nódulos sale la L4 que migra a la cavidad peritoneal y alcanza el hígado, donde permanece de 6-8 semanas. Abandonan el hígado por los ligamentos hepáticos y, a través del páncreas vuelve a la cavidad peritoneal. Luego muda a L5 y regresa al intestino grueso (Rodríguez, M., 2011).

Ciclo evolutivo:

Los adultos ponen millares de huevos que se van a transformar rápidamente en larvas en el medio exterior. Las larvas son ingeridas por los animales. A su llegada al intestino delgado, estas larvas atraviesan la pared intestinal y empiezan una lenta migración. Llegan a las pequeñas arterias del intestino y después a los grandes troncos arteriales que irrigan todo el tracto digestivo. Esta migración en las arterias conlleva la formación de coágulos que van a obturar y deformar la pared de las arterias provocando la formación de aneurismas. Las larvas

forman nódulos sobre la pared intestinal donde se transforman en adultos. El ciclo completo de desarrollo de estos vermes es invernal y duran de 6 a 7 meses (Rodríguez, M., 2011).

Cuadro clínico:

Los problemas ocasionados por las larvas de estróngilos son variados en función del tamaño de los aneurismas y de su localización. En los casos menos graves se observa un cierto cansancio y una disminución del rendimiento acompañadas de cólicos más o menos intensos. En los casos más graves, se puede ocasionar una ruptura brutal de los aneurismas, y la muerte se produce por hemorragia interna (Rodríguez, M., 2011).

Patogenia: Las larvas de *Strongylus edentatus* causan irritación en los pliegues intestinales por donde emigran, ejerciendo acción traumática y histófaga y hematófaga. Además de la acción bacterífera en el arrastre e introducción de bacterias. Las larvas de *Strongylus equinus*, ejercen acción traumática, mecánica, irritativa, tóxica y bacterífera, dando lugar a inflamación y desorden funcional del páncreas. Las formas adultas se fijan en la mucosa del intestino grueso succionando sangre, provocando áreas ulcerosas que pueden ser hemorrágicas (Rodríguez, M., 2011).

Pequeños estróngilos

Los pequeños estróngilos (o ciatostomas) de acuerdo a (Rodríguez López, 2011) son los parásitos intestinales más frecuentes encontrados en los équidos. Más del 80% de los caballos contienen estos parásitos que se localizan a nivel del intestino grueso. Los adultos (de 5 a 10 mm de largo) viven en la superficie de la mucosa intestinal y eliminan grandes cantidades de huevos con las heces. Su presencia puede producir anemia, diarrea, y en algunos casos cólicos. El problema es más severo cuando están asociados los pequeños y grandes *Strongylus*. Período prepatente 35-40 días, la edad susceptible son equinos de 2 meses adelante (Rodríguez, M., 2011).

Ciclo evolutivo:

Cuando las condiciones climáticas son favorables (clima templado y húmedo) los huevos evolucionan muy rápidamente en larvas en las praderas. Estas larvas son ingeridas con la hierba y se localizan en el intestino grueso. Penetran entonces en el interior de la mucosa intestinal. Estas larvas pueden evolucionar y dar de nuevo adultos o bien enquistarse. Este fenómeno de enquistamiento tiene lugar en otoño o noviembre. Pequeños nódulos aparecendonde las larvas persisten de algunas semanas a algunos meses. Se puede contar hasta 600 pequeños quistes parasitarios por centímetro cuadrado de mucosa digestiva (Rodríguez, M., 2011).

Áscaris

Los áscaris (lombrices) afectan más a los caballos jóvenes (por lo general, menores de 2 años de edad) que a los adultos. Los caballos se infestan con huevos de áscaris a través de agua, pasto o alimento contaminado con huevecillos que provienen del estiércol de un caballo infectado. Los huevos se incuban en el tracto intestinal. Las larvas cavan a través de la pared intestinal hasta llegar al flujo sanguíneo, migran a través del hígado y el corazón hasta llegar a los pulmones. A partir de ese momento, los gusanos jóvenes ingresan a las vías respiratorias y suben (o son traídos con la tos) a través de la tráquea hasta llegar a la boca para ser tragados por segunda vez y regresar a los intestinos. Éstos maduran hasta convertirse en adultos dentro del intestino en un lapso de 2 a 3 meses, y luego ponen huevecillos que pasan al estiércol, y de esta manera el ciclo se repite en el mismo caballo o en otro que consuma los huevecillos. Las hembras de los áscaris pueden depositar hasta 200,000 huevos por día. Los gusanos grandes de 6 hasta 15 pulgadas de largo pueden contarse por cientos en el pequeño intestino del caballo y pueden privarlo de los nutrientes de los alimentos que consume. Cólicos, tos, pelaje áspero, crecimiento escaso (o pérdida de peso) y diarrea son síntomas clínicos que pueden estar asociados con infestación de áscaris. Los potrillos infestados pueden verse con el vientre abultado. Los áscaris pueden causar obstrucción en el intestino (lo que puede ocasionar cólicos y posiblemente ruptura intestinal y la muerte) o migrar a través de los pulmones, causando neumonía (Rodríguez, M., 2011).

Diagnóstico y Tratamiento

Se pueden realizar pruebas de sangre para ayudar a evaluar la seriedad de una infestación. Las infestaciones graves de áscaris pueden detectarse durante una cirugía de emergencia por cólicos o durante la necropsia. Si un caballo llega a estar infestado con áscaris, es generalmente seguro asumir que todos los caballos que viven y que están expuestos a ese caballo también podrían estar infestados, y todos los caballos deberían ser desparasitados al mismo tiempo. Existen muchos antiparasitarios que tratan los áscaris de manera efectiva. Ya que los potrillos y los caballos jóvenes son los que tienen mayor riesgo de infestación, deberían ser desparasitados de manera regular (Rodríguez, M., 2011).

La piperazina (100 mg./Kg.), el fenbendazol (10mg/Kg.), el pirantel (6.6 mg/Kg.), la ivermectina (0.2 mg/Kg.) son sumamente eficaces contra las fases intestinales del *P. quorum*. El tartrato de pirantel utilizado como aditivo alimentario evita las infestaciones por ascáridos en caballos y cerdos. La piperazina 100 mg/Kg. de peso, en forma de brebaje, mediante la sonda gástrica o mezclado con el pienso hasta el año de edad en los animales menores (a partir de los 2 meses). En los animales mayores se emplea nicloguvón 1 bolo/150 Kg. de peso. El tratamiento de las hembras gestantes se realiza 8 semanas antes y 2 después del parto, disminuyendo las posibilidades de las invasiones pre y post natales (Rodríguez, M., 2011).

7.2.2. Enfermedades dermatológicas

Dermatofitosis

La Dermatofitosis es la infección producida por hongos dermatofitos que afecta a los tejidos queratinizados: piel, estrato corneo y uñas (Ocaña, 2009).

Patogenia

De acuerdo con Ocaña, F. (2009) la infección se produce mediante el contacto directo de las artrosporas con la piel del hospedador, por contacto directo o a través de objetos contaminados previamente. Una vez en la piel, pueden ser eliminadas al desprenderse de forma mecánica, permanecer en la misma sin producir síntomas (portadores asintomáticos), o bien si se dan las condiciones idóneas, germinar adheridas a los queratinocitos y penetrar en el estrato corneo invadiendo los folículos pilosos.

Los factores que favorecen la aparición, progresión y perpetuación de la enfermedad son:

- Condiciones medioambientales favorables: calor y humedad
- Piel dañada e higiene deficiente
- Edad: más frecuente en animales jóvenes
- Inmunocompromiso del hospedador
- Convivencia en el mismo hábitat de varios animales y/o personas susceptibles de ser hospedadores

Estos factores predisponentes se dan con mucha mayor facilidad en colectividades especialmente las felinas, donde el riesgo zoonótico para el personal y los visitantes constituye un verdadero problema sanitario. En ocasiones la enfermedad puede ser autolimitante, dependiendo de que el animal presente una respuesta inmunitaria competente de tipo celular, pero hay que tener en cuenta que la desaparición de las lesiones sin tratamiento puede no indicar la curación, sino una fase de portador asintomático por lo que la recomendación es siempre tratar, una vez diagnosticada la enfermedad (Ocaña, 2009).

Aspectos clínicos

La gran variedad de lesiones que presentan los animales con dermatofitosis nos obliga a incluirlas en la mayoría de diagnósticos diferenciales de las enfermedades dermatológicas (Ocaña, 2009).

El prurito puede estar presente en grado variable o completamente ausente, en relación con la intensidad del proceso inflamatorio. Las lesiones pueden ser localizadas o generalizadas, típicas o atípicas y mimetizan prácticamente cualquier enfermedad dermatológica. Las lesiones más frecuentes son: Áreas anulares de alopecia focal o multifocal. Son las lesiones más características, con componente inflamatorio variable, la piel puede aparecer eritematosa

o hiperpigmentada, con pápulas o pústulas foliculares, descamación variable o formación de costras. Se suelen observar pelos rotos en el centro de la lesión (Ocaña, 2009).

La foliculitis/forunculosis en el puente nasal y/o extremidades es otra presentación menos típica en el perro, muy similar a la pioderma estafilocócica. Las formas generalizadas aparecen como extensas zonas de alopecia difusa y descamativa (Ocaña, 2009).

Diagnóstico

Anamnesis y exploración clínica. Los datos epidemiológicos más relevantes a tener en cuenta en la anamnesis son: Edad del animal, procedencia (criadero, tienda, protectora), presencia de lesiones compatibles en animales o personas que conviven con el individuo afectado, diagnósticos y/o tratamientos previos y respuesta a los mismos. En cuanto a la exploración dermatológica se deben valorar: Existencia o no de prurito y lesiones secundarias al mismo, morfología de las lesiones, patrón de distribución: facial, extremidades, generalizado (Ocaña, 2009).

Pruebas diagnósticas

Examen con lámpara de Wood (lámpara de luz ultravioleta): El diagnóstico positivo consiste en la aparición de una fluorescencia verdosa al examinar el pelo de un animal sospechoso, se basa en la detección de metabolitos fluorescentes (Ocaña, 2009).

Con frecuencia puede conducir a errores diagnósticos: falsos positivos ya que la suciedad y la descamación de la piel y ciertos medicamentos tópicos puede producir fluorescencia, y falsos negativos, si la infección está ocasionada por otras especies de dermatofitos (*T. mentagrophytes*, *M. persicolor*, *M. gypseum*) o si la técnica se realiza de forma incorrecta (Ocaña, 2009).

Se debe confirmar el diagnóstico realizando cultivos a partir de la zona en la que se observa la fluorescencia.

Examen microscópico del pelo: Consiste en examinar al microscopio los pelos sospechosos con la lámpara de Wood para detectar esporas ectotrix, previamente tratados con una solución de aclaramiento (KOH 10-40%, clorfenolac). Permite observar artrosporas e hifas en pelos infectados, pero nunca macroconidias cuya visualización es imprescindible para la identificación del dermatofito. Estas solo se observan mediante el examen microscópico del cultivo una vez haya esporulado (Ocaña, 2009).

Cultivo micológico: es el método de elección para confirmar el diagnóstico. La recogida de muestras debe realizarse correctamente: los pelos deben tomarse mediante tracción con pinzas de los bordes de la lesión, mediante bisturí o con un cepillo de dientes (Ocaña, 2009).

Tratamiento

En el caso de los tapires, se ha abordado estos casos con limpieza del área afectada con clorhexidina o agua oxigenada y luego aplicación dos veces al día con ungüentos antifúngicos (ejemplo: dermacure) y clotrimazol, acompañado de antibiótico de larga acción. Si las

lesiones son grandes o severas, los baños en el cuerpo de agua o estanque se suspenden y se limitan a bañarse dos veces en el día con manguera (Sacasa, 2017).

7.2.3. Otras enfermedades y trastornos

Trastornos gastrointestinales

Obstrucción intestinal

Se ha dado por ingesta de materiales plásticos que provocan una obstrucción en el tracto gastrointestinal y la muerte; la causa del deceso se determinó en la necropsia, debido a que el ejemplar no presentaba ningún síntoma o signo que indicara que estaba enfermo, el aspecto físico del individuo era de un animal sano (Sacasa, 2017).

Diarrea

Es común que las crías de tapires presenten diarrea en los primeros meses de vida; esto es debido a los cambios de hábitos alimenticios, ya que a esa edad empiezan a ingerir con más frecuencia los alimentos sólidos (frutas, hojas, concentrado), sin embargo, siempre que se presenten los casos hay que descartar las posibles causas de la diarrea, para brindar un tratamiento adecuado y no sufra alteraciones en la ganancia de peso. Otra de las causas principales causas de la diarrea en tapires jóvenes son las bacterias en el ambiente, por ejemplo, *Salmonella*, la cual provoca este trastorno mayoritariamente en época lluviosa. Los casos de diarrea que se han presentado han sido tratados con bactericidas como Trimetoprim + Sulfonamidas de manera oral o inyectada, en dependencia de la gravedad de la diarrea; cuando no es posible controlar la diarrea con este tipo de antibiótico y se intentan otras opciones, es necesario realizar exámenes de laboratorio como coprocultivos para encontrar la bacteria que esté afectando al individuo y a la vez realizar antibiogramas para brindar un tratamiento adecuado y eficaz que ayude a contrarrestar los efectos de la diarrea. En tapires adultos, los casos de diarrea se asocian a desórdenes alimenticios, ya sea por descuido en la higiene y manipulación de los alimentos o que se hayan ingerido determinado alimento en mayor cantidad de la que usualmente consume (Sacasa, 2017).

Escoliosis congénita

Se produce cuando las costillas o vértebras de la cría no se forman apropiadamente (Sacasa, 2017).



Figura 126. Escoliosis en cría de *Tapirus bairdii*.

(a) Cría de tapir con escoliosis, (b) Necropsia, se puede observar la lesión en la columna.

Fuente: Sacasa E., 2013.

Callos

Es común la formación de callos en la zona esternal de los tapires debido al frecuente roce o exposición con superficies duras, como es el caso el suelo del refugio, sin embargo, esto no lleva a mayores complicaciones (Sacasa, 2017).



Figura 127. Callo.

Se observa un callo formado en la parte esternal del tapir, producido por el roce o contacto frecuente de esta parte anatómica con el suelo del refugio.

Fuente: Aranda A., 2019.

Conjuntivitis

Es una afectación común que los tapires padecen en temporada seca, debido al polvo y viento que arrastra todo tipo de bacterias que pueden afectar la conjuntiva de los tapires; se manifiesta con una excesiva suciedad en los ojos y secreciones blanquecinas que se van acumulando de no ser removidas. Por lo general no conlleva mayores complicaciones y puede ser tratado con limpieza del área afectada y gotas oftálmicas dos veces al día (Sacasa, 2017).



Figura 128. Conjuntivitis.

Se observa ojo derecho afectado por conjuntivitis. Afectación común que se presenta en temporada seca.

Fuente: Aranda A., 2019.

Referencias.

- A, Hanan & Mondragón, J. (2009). *Malezas de México*. Recuperado de <http://www.conabio.gob.mx/malezasdemexico/piperaceae/piper-umbellatum/fichas/ficha.htm>
- Barrance A., Beer J., Boshier D.H., Chamberlain J., Cordero J., Detlefsen G.... Pennignton T (2003). *Árboles de Centroamérica*. E.E.U.U.: OFI/CATIE 2003.
- Cáceres P., Reynel C (2010) *Los árboles de Ficus (Ojé) del Valle de Chanchamayo, Dpto. Junín, Perú (800- 2500 msnm)*. Perú: Bellido Ediciones E.I.R.L.
- CITES (2017) *Appendices I, II and III*. Recuperado de <https://www.cites.org/eng/app/appendices.php>
- Cruz, E (2009) *Programa de Acción para la Conservación de la Especie Tapir Centroamericano (Tapirus bairdii)*. México: Comisión Nacional de Áreas Protegidas.
- Parásitos internos en caballos* (s.f.). Recuperado de https://ebusiness.avma.org/files/productdownloads/InternalParasiteHorse_Sp.pdf.
- González, N., Cornejo, G.S, Ibarra, G. (2010). *El género Ficus (moraceae) en la Provincia Biogeográfica de la Depresión de las Balsas*. México: SciElo.
- Gribaudo, I.S., Jona, R. (1991). *Biotechnology in Agriculture and Forestry*. Italia: Y.P.S. Bajaj
- Hernández, S. Quse , V. May J. Thijl, R. Blanco, P & Sánchez, C (2007). *Manual de Campo para Tapires*. Suiza: Tapires Specialist Group.
- Jacquin, N. (2009). *Flora de Nicaragua*. Recuperado de <http://www.tropicos.org/Name/25001141>
- J, Guerrero (2016) *Paradais Sphinx*. Recuperado de <https://mamiferos.paradais-sphynx.com/perisodactilos/tapires.htm#tapir-centroamericano-tapirus-bairdii>
- Lascurain, M. Avendaño, S & Niembro, A. (2010). *Guía de de Frutos Silvestres Comestibles en Veracruz*. México: Conafor- Conacyt
- Linnaeus, C. (1753). *Species Plantarum*. Missouri Botanical Garden. <http://www.tropicos.org/Name/21300477>
- López, J. & Pérez, J (2011) *Historia natural de los plátanos y las bananas*. España: Drosophila Ediciones, S.L.

Mendieta, B. & Reyes, N (s.f.) *Nutrición Animal*. Nicaragua: Universidad Nacional Agraria.

Núñez, P. Mejía, L. Yacamán, L. Padilla, Coello, A. Ferrari, J. Arévalo, A. (2014). *Identificación de metabolitos presentes en los frutos frescos de Cordia Dentata Boraginaceae*. Honduras: Universidad Nacional Autónoma de Honduras.

Ocaña, F. (2009). *Dermatofitosis en animales de compañía*. Recuperado de http://axonveterinaria.net/web_axoncomunicacion/centroveterinario/44/cv_44_Dermatofitosis%20en%20animales%20de%20compania.pdf

Rick, B. Edwards, M. Flanagan, J. Janssen, D. Shoemaker, A. Stancer, M. & Zimmerman, D. (2013). *Manual de Cuidados de Tapires*. Estados Unidos: Tapires Specialist Group.

Rodríguez, M. (2011). *Comparación de la efectividad de la Ivermectina administrada oralmente en forma de solución al 1% vs pasta al 1% para el tratamiento de nemátodos en equinos*. Guatemala: Universidad de San Carlos de Guatemala.

Ruiz, M (2012). *Phylogeography of the Mountain Tapir (Tapirus pinchaque) and the Central American Tapir (Tapirus bairdii) and the origins of the three latin american Tapires by means of the mtCyt-B Sequences*. Colombia. Recuperado de <http://www.intechopen.com/books/currenttopics-in-phylogenetics-and-phylogeography-of-terrestrial-and-aquatic-systems/phylogeography-of-themountain-tapir-tapirus-pinchaque-and-the-central-american-tapir-tapirus-bairdi>

Sacasa, E. (agosto, 2017) *Desarrollo del Tapir Centroamericano (Tapirus bairdii) en cautiverio*. Convención Internacional de Fauna Silvestre, Guatemala.

Sacasa, E. & Sacasa, E. (2017). *Proyecto Tapir Nicaragua*. Nicaragua: Zoo Nicaragua

Sacasa, E & Sacasa, E (2017). *Reproducción y Desarrollo de Tapires en Cautiverio*. Nicaragua: Zoo Nicaragua

Santay, N. & Ibarra, L (2014). *Caracterización farmacobiótica de tres piperáceas de uso medicinal en Guatemala*. Recuperado de http://www.repositorio.usac.edu.gt/1382/1/06_3619.pdf

Solís, A. (2007). *El cultivo del plátano (Género Musa) en México*. México: Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro.

Torres, G., Campos, S., Barrio, B., Fuentes, M., González, M., Pérez, A, Soza, H (2006). *Plantas Medicinales*. Recuperado de http://scielo.sld.cu/scielo.php?pid=S1028-47962006000200005&script=sci_arttext&lng=en

UICN (2015). *Especies para Restauración*. Recuperado de <https://www.especiesrestauracion-uicn.org/>

Vázquez, C. Batis, A. Alcocer, M. Gual, M. & Sánchez, C. (1999). *Árboles y arbustos potencialmente valiosos para la restauración ecológica y la reforestación*. http://www.conabio.gob.mx/conocimiento/info_especies/arboles/doctos/32-elaeo1m.pdf

ANEXOS

Anexo 1. Ejemplo de promedio de pesos y medidas evaluados en el monitoreo semanal.

PERIODOS	Peso (Kg)	Aumento (Kg)	Longitud (cm)	Altura (cm)	Trompa (cm)	Oreja (cm)	Cola (cm)	Temperatura	Circunferencia del cuello (cm)
NACIMIENTO	9.63		78	35	6.5	7	4.5	37.3	31
Semana 1 (16-09-18)	13.63	4	87	38	7	7	5	39.5	35
Semana 2 (23-09-18)	16.18	2.55	91	39.9	7.8	7.5	6	39.2	39
Semana 3 (30-09-18)	19.45	3.27	96.5	41.5	8.6	8	6	38.8	41
Semana 4 (07-10-18)	21.45	2	99	43.5	9.5	8	6	37	41
Semana 5 (14-10-18)	23.27	1.82	104	44.5	10	9	6	37.3	43.5
Semana 6 (21-10-18)	26.54	3.27	110	45	10	10	6.2	37.6	44
Semana 7 (28-10-18)	26.36	0	112	45.5	10	10	6.3	37.1	44.5
Semana 8 (04-11-18)	28.72	2.36	115	46.3	10	10	6.5	37.6	45
Semana 9 (11-11-18)	29.63	0.91	118	48	10	10	6.5	37	46
Semana 10 (18-11-18)	33.45	3.82	120	50.5	10.5	10	7	36.9	46.5
Semana 11 (25-11-18)	37.27	3.82	123	51.6	10.5	10	7	36.9	47
Semana 12 (01-12-18)	38.9	1.63	125	53	10.5	10	7	37	48
Semana 13 (16-12-18)	41.27	2.37	127	54	10.5	10	7	37.3	50
Semana 14 (16-12-18)	45.27	4	128	55	10.5	10	7	36	51
Semana 15 (23-12-18)	49.81	4.54	129	56	11	11	7	36.6	51
Semana 16 (30-12-18)	51.09	1.28	130	58	11	11	7	37	52
Semana 17 (05-01-19)	54.63	3.54	134	58	11	11	7.5	37	53
Semana 18 (13-01-19)	55.81	1.18	136	60	11	11	7.5	36.8	55
Semana 19 (20-01-19)	59.81	4	141	61.5	12	11.5	8	37.7	56
Semana 20 (27-01-19)	67.45	7.64	142	62	12	11.7	8.5	37	58
Semana 21 (03-02-19)	69.27	1.82	145	63	12.5	12	8.5	36.9	60
Semana 22 (10-02-19)	76	6.73	151	65.8	13	12	8.5	37.8	61
Semana 23 (17-02-19)	82.9	6.9	153	66.3	13	12.1	8.5	37.6	62
Semana 24 (24-02-19)	83.63	0.73	156	68	13	12.2	8.5	38	65
Semana 25 (03-03-19)	88.9	5.27	162.5	69	14	12.2	8.5	37.5	66
Semana 26 (10-03-19)	92.9	4	168.5	70	14	12.5	9	37	68
Semana 27 (17-03-19)	95.81	2.91	173	72	15	12.5	9	37.6	68.5
Semana 28 (24-03-19)	101.45	5.64	174	72.5	16	13	9	38	69
Semana 29 (31-03-19)	105.63	4.18	175	72.5	16	13.5	9	37	69.5

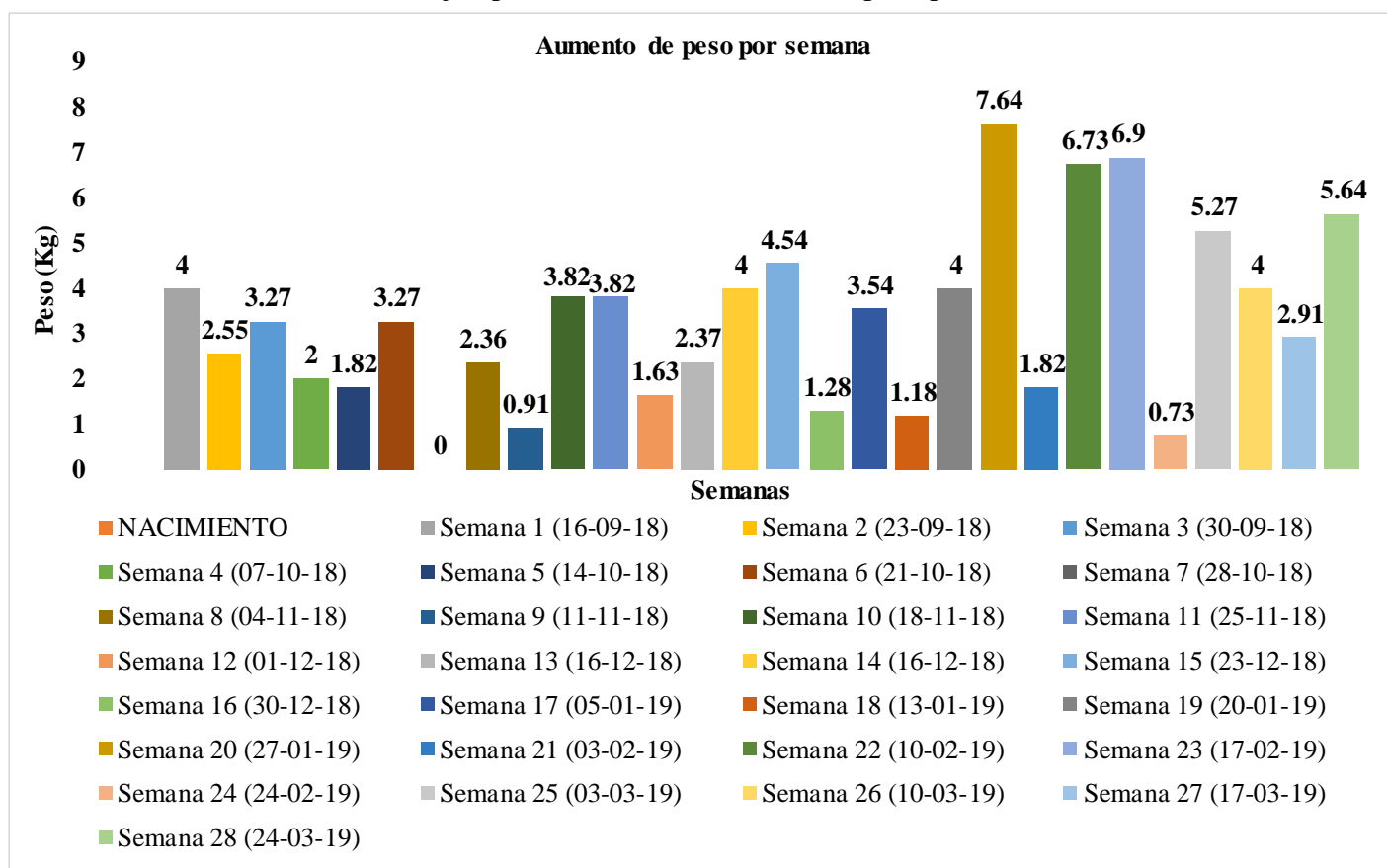
Fuente: Aranda A., 2019.

Anexo 3. Cuadro de promedio de Pesos y medidas corporales por mes.

Periodos	Peso (Kg)	Aumento de peso	Longitud (cm)	Altura (cm)	Trompa (cm)	Oreja (cm)	Cola (cm)	Circunferencia del cuello (cm)
Nacimiento	9.63		78	35	6.5	7	4.5	31
Mes 1	17.67	2.95	93.3	40.7	8.2	7.6	5.7	39
Mes 2	26.22	1.86	110.2	45.3	10	9.7	6.2	44.2
Mes 3	34.81	2.54	121.5	50.7	10.3	10	6.8	46.8
Mes 4	46.86	3.04	128.5	55.7	10.7	10.5	7	51
Mes 5	59.42	4.09	138.2	60.3	11.5	11.3	7.8	55.5
Mes 6	77.95	4.04	151.2	65.7	12.8	12.07	8.5	62
Mes 7	94.76	4.45	169.5	70.8	14.7	12.5	9	68.7

Fuente: Aranda A., 2019.

Anexo 2. Ejemplo de cuadro de aumento de peso por semana.



Fuente: Aranda A., 2019.

En esta gráfica se observa el comportamiento del aumento del peso por semana, en donde las barras que indican baja ganancia de peso, pueden estar influenciadas por factores como enfermedad, cambios de hábitos alimenticios, amamantamiento, ruidos externos, celo de la madre, la madre es separada de la cría con fines reproductivos, medio ambiente.

Anexo 4. Cuadro de promedio de amamantamientos por mes.

SEPTIEMBRE			OCTUBRE		
Semanas	Horas	Veces	Semanas	Horas	Veces
Semana 1	13.76	90	Semana 1	32.9	166
Semana 2	31.83	151	Semana 2	33.3	142
Semana 3	38.88	162	Semana 3	34.8	161
Total	84.47	403	Semana 4	27.4	104
			Total	128.4	573
NOVIEMBRE			DICIEMBRE		
Semanas	Horas	Veces	Semanas	Horas	Veces
Semana 1	35.4	144	Semana 1	39.9	146
Semana 2	30.9	106	Semana 2	35.6	105
Semana 3	38.2	140	Semana 3	41.8	133
Semana 4	26.1	91	Semana 4	33.8	118
Total	130.6	481	Total	151.1	502
ENERO			FEBRERO		
Semanas	Horas	Veces	Semanas	Horas	Veces
Semana 1	36.6	117	Semana 1	24.5	139
Semana 2	39.8	150	Semana 2	25.9	120
Semana 3	33.4	120	Semana 3	23.3	122
Semana 4	26.8	120	Semana 4	24.5	104
Total	136.6	507	Total	98.2	485
MARZO					
Semanas	Horas	Veces			
Semana 1	28.1	120			
Semana 2	30.1	126			
Semana 3	31.5	124			
Semana 4	30	122			
Total	119.7	492			

Fuente: Aranda A., 2019.

En estos cuadros se observa el promedio de amamantamiento por mes medido en totales de horas de amamantamiento por semana y la frecuencia que se mide en el número de veces por semana. Las variaciones en horas y número de veces reflejadas en los totales de cada mes, están influenciadas por diferentes factores tales como enfermedad, cambios de hábitos alimentarios de la cría, actividad diaria de la madre y la cría, celo de la madre.